

UNIVERSIDAD DE PANAMÁ
VICERRECTORÍA DE INVESTIGACIÓN Y POSTGRADO
FACULTAD DE CIENCIAS NATURALES EXACTAS Y TECNOLOGÍA.
PROGRAMA DE MAESTRÍA EN MICROBIOLOGÍA AMBIENTAL.



**Detección de protozoarios parásitos en aves residentes y migratorias de los
manglares y zonas boscosas de Punta Galeta – Colón, Panamá.**

Jorge Moisés Herrera Rodríguez

8-732-1784

**Trabajo de postgrado presentado como requisito para optar al título de
Magíster en Microbiología Ambiental.**

**Dirigido por.
Dra. Nidia Sandoval MSc , PhD**

Panamá, 2016



916
3116
5.1

Título de la Tesis: "Detección de protozoarios parásitos en aves residentes migratorias de los Manglares y Zonas Boscosas de Punta Galeta - Colón, Panamá"

TESIS

Sometida para optar al título de Maestría en Microbiología Ambiental

Vicerrectoría de Investigación y Postgrado
Facultad de Ciencias Naturales, Exactas y Tecnología

APROBADO POR:

Doctora Nidia Sandoval
Presidente

Profesor Jacobo Araúz
Miembro

Profesor Humberto Cornejo
Miembro

REFRENDADO POR:

**REPRESENTANTE DE LA VICERRECTORÍA
DE INVESTIGACIÓN Y POSTGRADO**

FECHA:

22 de marzo 2016

obsequio

Detección de protozoarios parásitos en aves residentes y migratorias de los manglares y zonas boscosas de Punta Galeta – Colón, Panamá.

A Dios, porque sé, que sin Él no estaría donde estoy.

A mis padres Mary E. Rodríguez y Roby Herrera C. por todo su amor, comprensión y su apoyo incondicional

AGRADECIMIENTOS

A Dios, por sobre todas las cosas, por enseñarme a no conformarme .

A la Universidad de Panamá, a la Vicerrectoría de Investigación y Postgrado por el Programa de Maestría en Microbiología Ambiental

Al Instituto de Investigaciones Tropicales Smithsonian, específicamente a la estación biológica de los Laboratorios Marinos en Punta Galeta, quienes tuvieron la iniciativa de fomentar las Becas Colon Container Terminal y llevar a estudiantes de Licenciatura a realizar su trabajo de Maestría en estas áreas

Al Dr. Stanley Heckadon Moreno, director de la estación biológica, gracias por su apoyo, por sus palabras y por darme ánimos para terminar esta meta

Illia Grenald, administradora de la estación y a todo su personal de apoyo y logística y al cuerpo de guías y voluntarios de Punta Galeta

Jorge Morales, Alfredo Lanuza, Gabriel Thomas, Sra Evelia, gracias por siempre preocuparse por si había tomado café cada mañana.

Al Sr. Thomas Lin, Presidente de la Colon Container Terminal, quienes con su aporte a través de las becas incentivan a hacer ciencia en Colón y aportan a la investigación científica.

Al personal de la Biblioteca de Smithsonian, la Sra Vielka Chang -Yau, Directora de la Biblioteca; Ángel Aguirre, Ricardo Beteta y Elizabeth Sánchez, todos técnicos de la biblioteca siempre dispuestos a apoyar y encontrar el libro o el artículo que necesitas

A la Dra Nidia Sandoval, por permitirme trabajar en su laboratorio y asesorarme a lo largo de esta Tesis.

A los profesores Humberto Cornejo y Jacobo Arauz, por sus oportunas correcciones y aportes a este proyecto.

Al Dr. Erick Manzané, por tu apoyo en el uso de nombres científicos y comunes de la sección botánica.

A los funcionarios del Ministerio de Ambiente quienes protegen el Área Protegida de Punta Galeta

Detección de protozoarios parásitos en aves residentes y migratorias de los manglares y zonas boscosas de Punta Galeta – Colón, Panamá.

Al Sr. Jorge Ceballos, por permitirme trabajar en el Laboratorio de Microscopia Electrónica y Confocal y darme consejos y técnicas para la fotografía de las placas.

Milton Solano, Geógrafo del STRI, gracias por tu ayuda en la confección de los mapas.

A la Lic. Yenny Liz Gómez, por su apoyo incondicional durante el trabajo de campo.

A Jacinto Pérez, por tu apoyo y asesoramiento en los análisis estadísticos.

A Nivia Ríos MSc., por su apoyo en la preparación de Giemsa y técnicas para identificar las muestras.

A Yamilka Y. Fuentes, gracias por entender lo importante que era terminar y alcanzar esta meta y animarme a llegar a ella.

A mi familia, Mary Rodríguez, Roby Herrera, Jacobo, Johnny, Rony, Emily, Ian y Jonathansito, gracias por su apoyo y paciente espera, por entender que no podía estar en algunos momentos familiares por estar de gira o en el laboratorio o en la computadora por largas horas.

Detección de protozoarios parásitos en aves residentes y migratorias de los manglares y zonas boscosas de Punta Galeta – Colón, Panamá.

Tabla de contenido

Resumen.....	9
Summary	10
1. Introducción.....	11
2. Antecedentes.....	19
2.1 Antecedentes de Punta Galeta	19
2.2 Antecedentes de hemoparásitos en aves.	24
2 2 1 <i>Haemoproteus</i> sp	26
2 2 2 <i>Plasmodium</i> sp (Malaria Aviar)	36
2 2 3 <i>Leucocytozoon</i> sp	49
2 2 4 <i>Trypanosoma</i> sp	58
2 2.5 Microfilarias	61
3. Objetivos	67
3.1 Objetivo General:	67
3.2 Objetivos Específicos:	67
4. Metodología	68
4.1 Área de Estudio.	68
4.2 Captura de Aves.....	70
4.3 Toma de muestras de sangre.....	71
4.4 Análisis de las muestras sanguíneas.	72
4.5 Análisis Estadísticos.	73
5. Resultados	75
6. Discusión.....	80
7. Conclusiones	88
8. Recomendaciones	90
9. Literatura Citada	91
10. Anexos	106
Fig. 1. Mapa de Panamá, donde se muestra la ubicación de la Provincia de Colón y los Laboratorios Marinos de Punta Galeta (Foto: Marcos Guerra).	109

Detección de protozoarios parásitos en aves residentes y migratorias de los manglares y zonas boscosas de Punta Galeta – Colón, Panamá.

Fig. 2. Muestra la estación de La Costanera y la ubicación de las redes de niebla.	110
Fig. 3. Muestra la estación de Largo Remo y la ubicación de las redes de niebla.....	111
Fig. 4. Muestra una de las cuatro especies de manglar que se encuentran en Punta Galeta, el mangle rojo (<i>Rhizophora mangle</i>).	112
Fig 5. Cinco formas morfológicas básicas de los gametocitos maduros de las especies de aves de <i>Haemoproteus</i>.....	113
Fig. 6. Características morfológicas usadas para la identificación de especies de <i>Plasmodium</i> en aves.	114
Fig. 7. Ilustración esquemática del ciclo de vida de <i>Leucocytozoon simondi</i>.	115
Fig. 8. Imagen que muestra una red de niebla	116
Fig. 9. <i>Ceratopipra mentalis</i>	117
Fig. 10. Ala de un ave y la ubicación de la vena Ulnar.....	117
Fig. 11. <i>Hylocichla mustelina</i>	118
Fig. 12. Las placas son examinadas utilizando Microscopía Electrónica	119
Fig. 13. Frotis sanguíneo de un individuo de <i>Cyanocompsa cyanoides</i>	120
Fig. 14. Frotis sanguíneo de un individuo de <i>Sporophila corvina</i> con <i>Plasmodium</i> sp.....	121
Fig. 15. Frotis sanguíneo de un individuo de <i>Dendrocincla fuliginosa</i> con <i>Haemoproteus</i> sp	122
Fig. 16. Se muestra un frotis de la sangre de <i>Mionectes oleagineus</i>, con gametocitos de <i>Leucocytozoon</i> sp	123
Fig. 17. Se muestra un frotis de la sangre de <i>Catharus ustulatus</i>, mostrando un <i>Trypanosoma</i> sp.,	124
Fig. 18. Frotis de la sangre de <i>Xiphorhynchus susurrans</i>	125
Fig. 19. Frecuencia acumulada de las especies de aves capturadas y muestreadas en Punta Galeta.	126
Fig. 20. Curva de rarefacción de las especies de aves en función de la abundancia.....	127
Fig. 21. Acumulado especies de aves según tipo de bosque, Bosque Húmedo Tropical vs Bosque de Manglar.....	128
Fig. 22. Curva de rarefacción de géneros de los parásitos en función de las muestras positivas.	129

Detección de protozoarios parásitos en aves residentes y migratorias de los manglares y zonas boscosas de Punta Galeta – Colón, Panamá.

Fig. 23. Biodiversidad de los géneros de parásitos según la estación del año.	130
Fig. 24. Biodiversidad de los géneros de parásitos según la estación del año.	131
Fig. 25. Diversidad de parásitos según el tipo de bosque..	132
Fig. 26. Diversidad de parásitos según el tipo de bosque.....	133
.....	134
Fig. 27. Diversidad total de parásitos según el género.....	134
Fig. 28. Comparación de la cantidad de parásitos por estación y tipo de bosque.....	135
Fig. 29. Condición corporal, (peso) de <i>Catharus ustulatus</i> de la Familia Turdidae, parasitados vs no parasitados.	136
Fig. 30. Condición corporal, (peso) de <i>Dendrocitta fuliginosa</i> de la Familia Dendrocolaptidae, parasitados vs no parasitados.....	137
Fig. 31. Condición corporal, (peso) de las aves en general, capturadas para este estudio y que estaban parasitadas vs no parasitadas.....	138
Fig. 32. Regularmente los eventos de El Niño ocurren más frecuentemente que los eventos de La Niña.	139

Resumen

Con el objetivo de determinar la presencia y prevalencia de parásitos sanguíneos en aves residentes y migratorias de los manglares y zonas boscosas de Punta Galeta, Provincia de Colón, se colectó un total de 456 frotis de sangre extraídas de unos 231 individuos de aves, comprendidos en 49 especies, dentro de 17 familias y 5 órdenes. De las cuales, 37 eran especies residentes (que crían en Panamá) y 12 especies migratorias (que crían en Norteamérica).

Con un total de 26 frotis u 11.26% de las muestras positivas para algún tipo de parásito sanguíneo, se determinó que el más común de estos parásitos encontrados era el *Plasmodium* (6.06%), seguido de *Haemoproteus* (3.03%), *Leucocytozoon* (1.30%), *Trypanosomas* (0.87%). Además reportamos la presencia de microfilarias pertenecientes a los helmintos con (0.43%) de prevalencia.

Mediante una prueba de ANOVA DBA, se determinó que existe diferencia significativa en la cantidad de parásitos por género, la prueba de comparación de media t de Student muestra que *Plasmodium* es el parásito que se encuentra en mayor proporción, mientras que las *Microfilarias* se encuentran en menor cantidad. De igual manera se determinó que existe diferencia significativa entre las estaciones del año y el tipo de bosque, el estadístico muestra que durante la estación seca en el bosque tropical hubo mayor número de parásitos, pero en la misma estación en bosque de manglar no se encontró una gran cantidad de parásitos.

Se determinó que no hay diferencias significativas entre el peso de las aves parasitadas y no parasitadas de forma general para este estudio, utilizando la Prueba de Mann-Whitney.

Entre las aves silvestres capturadas, las Familias Tyrannidae, Parulidae y Thamnophilidae fueron las más frecuentes. Del total de aves capturadas, el 24.49% fueron migratorias neotropicales, de estas, *Parkesia noveboracensis* fue la especie más abundante o con mayor captura en las redes (9.09%), y que sólo registró un 7.69% de presencia de parásitos en sangre.

Este estudio brinda información actualizada de la situación de los parásitos encontrados en las aves de Punta Galeta. No hay estudios previos en esta área del país y los únicos reportes para Panamá datan de hace 45 años.

Palabras claves: *Haemoproteus*, malaria aviar, parásitos sanguíneos, paseriformes, *Plasmodium*, prevalencia.

Summary

The purpose of this research is to determine the presence and prevalence of blood parasites in resident and migratory birds in the mangroves and wooded zones of Punta Galeta, Province of Colon, 456 blood smears were extracted from 231 birds individuals, among 49 species, within 17 families and 5 orders. Among them 37 were resident species (breeding in Panama) and 12 migratory species (breeding in North America).

A total of 26 or 11.26% positive blood smears for certain type of blood parasite, *Plasmodium* (6.06%) was found as the most common parasite, followed by *Haemoproteus* (3.03%), *Leucocytozoon* (1.30%), *Trypanosomas* (0.87%). Additionally we reported the presence of microfilarias belonging to helminths with (0.43%) of prevalence.

Using ANOVA Randomized Block Design, significant difference among parasites of one gender were found, with the t-student test *Plasmodium* parasite was found in larger proportions, while *Microfilarias* were found in lower quantities.

Similarly, significant differences were found among the seasons of the year and different types of forest, statistics showed that during the dry season the tropical forest has a greater number of parasites while the mangrove forest does not have a great number of parasites.

The Mann-Whitney Test determined in general that there are no significant differences among parasitic and non-parasitic birds weight.

Among the captured wild birds, the Tyrannidae, Parulidae and Tamnophildae species were more frequent. Out of the total number of captured birds, 24.49% were neotropical migratory, within this group, *Parkesia noveboracensis* was the most abundant being the most commonly captured in the nets (9.09%), it only registered a presence of 7.69% parasites in blood.

This research shows updated information about the situation of parasites found in Punta Galeta birds. There are no previous researches in this area of the country, the only reports available are 45 years old.

Key Words avian malaria, blood parasites, *Haemoproteus*, Passeriformes, *Plasmodium*, prevalence.

1. Introducción

Hace más de 30 años que John W. Davis, Roy C. Anderson, Karstad Lars, y Trainer Daniel O. editaron la primera edición del libro *Enfermedades Infecciosas y Parasitarias de las aves silvestres*. Desde entonces, ha habido una explosión de nuevos conocimientos acerca de las enfermedades parasitarias de las aves silvestres, los especialistas en enfermedades de vida silvestre, ecologistas y biólogos evolutivos han seguido desentrañando cómo los protozoos, helmintos y ectoparásitos afectan las poblaciones de vida silvestre.

El interés en el papel potencial de los parásitos en la evolución y ecología de sus hospederos se ha incrementado considerablemente desde Hamilton y Zuck (1982), quienes propusieron que la elección de pareja basado en la resistencia del parásito es un mecanismo importante en la selección sexual.

Price (1980), considera que el parasitismo es común en la naturaleza y que la mitad de todos los taxones animales contienen parásitos. En las aves silvestres el parasitismo es omnipresente y las aves individuales se ven afectadas por diversos parásitos durante su vida, pero lo que sabemos sobre los parásitos que se producen en las aves silvestres es limitado.

Detección de protozoarios parásitos en aves residentes y migratorias de los manglares y zonas boscosas de Punta Galeta – Colón, Panamá.

Moore y Clayton (1997), concluyeron que la mayoría de los parásitos de las aves silvestres aún no se han descrito taxonómicamente. Algunos grupos, como los protozoos que habitan en la sangre (hematozoa), han sido ampliamente estudiados, tal vez debido a la facilidad con la cual la sangre puede ser colectada de las aves, mientras que poco se sabe sobre otros grupos, como flagelados intestinales. Pero incluso, dentro de los hematozoa, la diversidad de especies probablemente ha sido muy subestimado (Bensch *et al.*, 2007). Del mismo modo, se sabe más acerca de los efectos de los artrópodos ectoparásitos que sobre el efecto de los protozoos y los helmintos en las aves.

Se considera que los hemoparásitos están bien adaptados a sus hospedadores vertebrados y consecuentemente, muchos de ellos se creen poco patógenos, aunque se han descrito anemias (con elevadas parasitemia), disnea, edema pulmonar, hipertrofia hepática y esplénica, lesiones de la molleja, diarrea con heces blanquecinas. Las características hematológicas, en materia de salud, no se han documentado para la gran mayoría de especies de aves. Por otra parte, en la mayoría de los casos, el impacto que la interacción de factores fisiológicos (como la edad, el sexo, la reproducción, la temporada, la alimentación, el hábitat y la migración) y factores patológicos (como las enfermedades infecciosas) pueden tener sobre las características hematológicas de las aves, no se han resuelto por completo (Clark *et al.*, 2009). Sin embargo, una evaluación hematológica de las

Detección de protozoarios parásitos en aves residentes y migratorias de los manglares y zonas boscosas de Punta Galeta – Colón, Panamá.

poblaciones de aves silvestres puede proporcionar información valiosa sobre su estado de salud. Por ejemplo, Averbeck (1992), examinando muestras de sangre de gaviotas argétea (*Larus argentatus*) y gaviotines atlánticos (*Larus marinus*) encontraron diferencias significativas en el volumen de hematocrito (PCV) y recuentos de glóbulos rojos entre aves clínicamente normales y anormales

Clark *et al*, (2009), sugiere que en las aves se han reconocidos parásitos pertenecientes a los hemoparásitos, tales como. *Atoxoplasma* spp, *Babesia* spp, *Haemoproteus* spp, *Hepatozoon* spp, *Leucocytozoon* spp, *Trypanosoma* spp, *Plasmodium* spp, y las microfilarias que pertenecen al grupo de los nemátodos.

Las aves a nivel mundial reportan más de 9,000 especies pertenecientes a 199 familias. Las aves, han desarrollado una amplia gama de adaptaciones morfológicas, fisiológicas y funcionales que les han permitido llenar todos los nichos ecológicos imaginables (Clark *et al*, 2009)

Panamá alberga aproximadamente 1002 especies de aves, esto representa el 10% de la avifauna mundial (Sociedad Audubon de Panamá, 2016)

Los estudios realizados en Panamá sobre parásitos en aves silvestres son escasos y de hace aproximadamente 45 años, por ejemplo Galindo y Sousa (1966), Huff y

Detección de protozoarios parásitos en aves residentes y migratorias de los manglares y zonas boscosas de Punta Galeta – Colón, Panamá.

Wetmore (1967), Sousa y Hernan (1982) reportan haber estudiado aves en diferentes sitios de Panamá

La supervivencia de las aves y sus parásitos depende de sus nichos ecológicos

Uno de estos nichos ecológicos importantes para las aves son los manglares, los cuales han sido considerados ecosistemas pobres, en donde la biodiversidad de especies vegetales es reducida (MacNae, 1968; Karr, 1976, Altenburgh y Van Spange, 1989) A pesar de esto, son muchas las especies animales que utilizan estos ecosistemas para su alimentación, anidamiento y refugio (Jiménez, 1992, Jiménez, 1994; Lefebvre *et al* , 1996, Terborgh y Faaborg, 1980).

Los manglares son bosques que marcan la transición entre mar y tierra. Las especies de mangle están adaptadas a tolerar gradientes de salinidad y conforman la zona costera en muchas regiones del trópico (Suman, 1994)

Según Osorio (1994), Panamá cuenta con trece áreas principales de manglares nueve se encuentran en la vertiente del Pacífico y cuatro en el Caribe. La superficie total cubierta de manglares es de 1,708.27 km² Estos ecosistemas ofrecen hábitat para muchas especies de aves migratorias y residentes, además albergan una rica biodiversidad

Detección de protozoarios parásitos en aves residentes y migratorias de los manglares y zonas boscosas de Punta Galeta – Colón, Panamá.

Los Bosques de Manglar de Punta Galeta tiene una altura promedio de 12 metros, el mismo está localizado dentro de la zona de vida bosque húmedo tropical

Los manglares tienen diversas funciones:

***Criadero y refugio de especies costeras:** Los manglares son hogares para muchas especies de plantas y animales marinos debido a que crecen muy cerca uno del otro

Las raíces de los manglares ofrecen un lugar seguro, con alimento y muchos refugios donde los peces y animales pequeños pueden vivir, crecer y poner sus huevos fuera del peligro de otros depredadores.

***Protección de los suelos costeros:** Sus raíces estabilizan la arena y el lodo formando terrenos donde otras plantas pueden crecer Protegen al hombre, sus viviendas y estructuras de las marejadas producidas por las tormentas, huracanes y Tsunamis

***Recursos forestales** Proporcionan madera para construcciones y para producir el carbón El mangle rojo que es la especie más explotado en la costa pacífica de Panamá.

***Purificar el aire** los árboles de mangle absorben el dióxido de carbono y producen oxígeno que es el aire que respiramos.

Los manglares pueden adaptarse a diversos factores como

El clima en Punta Galeta el clima es muy húmedo y lluvioso Los manglares pueden crecer en este ambiente difícil

Detección de protozoarios parásitos en aves residentes y migratorias de los manglares y zonas boscosas de Punta Galeta – Colón, Panamá.

La salinidad para vivir en suelos salinos los mangles han desarrollado tres estrategias toleran altas concentraciones de sal, expulsan las sales a través de sus raíces y hojas, y remueven las sales acumuladas en las hojas viejas antes que estas se desprendan.

El suelo el manglar es un ecosistema adaptado a suelos salinos, anegados y bajos en oxígeno Se distribuyen en franjas tropicales influenciadas por las mareas. Este bosque se adapta a diferentes niveles de salinidad, desde agua muy dulce hasta aguas muy saladas, de ahí su denominación de plantas halófilas.

Anualmente se pierden cientos de hectáreas de manglar debido a las siguientes causas

Conversión a fincas camaroneras la cría de camarones para la exportación es una de las principales causas de la deforestación de los manglares Tal como se ve en las provincias de Panamá, Coclé, Herrera y Los Santos.

Alteraciones de los patrones hidrológicos la construcción de carreteras, canales, diques, rellenos, ferrocarriles, aeropuertos, cambian la salinidad y el nivel de las aguas, así como la cantidad de sedimentos que son depositados en un manglar, lo que conlleva la muerte paulatina de este ecosistema.

Ampliación de la frontera agrícola y pecuaria la producción agrícola y ganadera provoca la deforestación y como consecuencia trae la desertificación de los suelos, así como la salinización de las aguas dulces por intrusión de las aguas marinas.

Detección de protozoarios parásitos en aves residentes y migratorias de los manglares y zonas boscosas de Punta Galeta – Colón, Panamá.

Explotación forestal: la destrucción de los manglares para sacar postes, vigas, varas, leña y carbón, además de la extracción de la corteza para producir taninos (teñir cuero) son agentes destructivos de estos bosques

Urbanización e industrialización: el crecimiento urbano e industrial agrava la degradación de los manglares debido a la contaminación con aguas servidas, derrames de hidrocarburos, basura y desechos industriales

Desarrollo Portuario los manglares de la ciudad de Colón, están desapareciendo debido al desarrollo de los sectores marítimos, transportes y comerciales.

El Bosque de Punta Galeta, cuenta con un Bosque Húmedo Tropical, caracterizándose el bosque perennifolio estacional tropical latifoliado de tierras bajas (bosque siempre verde), este es un bosque secundario heterogéneo, con una altura promedio de 10 metros, con precipitaciones anuales mayores a 2,500 mm, una estación seca pronunciada de al menos 3 meses de duración y una temperatura anual entre los 24°C y 26°C Este clima se ve influenciado por las masas oceánicas provenientes del mar Caribe (Díaz *et al.*, 2002)

En esta área predominan especies como el piro (*Aechmea magdalenae*) y buuchok (*Cyclantus bipartitus*), además predominan muchas especies de lianas y bejucos pertenecientes a las Familias Leguminosae, Bignoniaceae y Sapindaceae (CEPSA, 2002)

Detección de protozoarios parásitos en aves residentes y migratorias de los manglares y zonas boscosas de Punta Galeta – Colón, Panamá.

Realizar este estudio en una de las estaciones biológicas del Instituto Smithsonian de Investigaciones Tropicales contribuye a la misión de aumentar y difundir el conocimiento sobre el pasado, el presente y el futuro de la biodiversidad tropical y su importancia para el bienestar humano.

Las zonas tropicales son el hogar de la gran mayoría de los animales, las plantas y los hongos en la Tierra. Además, los trópicos se caracterizan por complejas interacciones biológicas. Los trópicos tienen una asombrosa diversidad de especies, sin embargo, siguen siendo la parte menos conocida del planeta, debido a que la gran mayoría de las instituciones científicas del mundo contemporáneo se encuentran en las regiones templadas (STRI, 2014).

2. Antecedentes

2.1 Antecedentes de Punta Galeta

Los bosques de manglar de Punta Galeta, cercanos a las instalaciones de Los Laboratorios Marinos del Instituto Smithsonian de Investigaciones Tropicales (9º 24'18" N, 79º 51'48,5" O), ubicado en la costa caribeña de Panamá, a unos 8 km noreste de la ciudad de Colón (Fig. 1), está situada en la parte norte y central del istmo de Panamá. En este sitio, la Seguridad de la Fuerza Naval de los Estados Unidos mantuvo operaciones desde 1925, cuando el Departamento de la Fuerza Naval y la Compañía del Canal desarrollaron conjuntamente una estación de radares para proporcionar líneas de orientación para barcos militares y comerciales que pasaban por el extremo Atlántico del Canal de Panamá (<http://www.stris.si.edu>)

Estados Unidos desmanteló en 1998 una instalación militar que durante aproximadamente 70 años se dedicó a captar información sensitiva sobre la actividad que realizaban no sólo grupos guerrilleros y mafiosos del continente, sino también gobiernos y organizaciones legítimamente establecidas

Entre los hechos que se afirma fueron monitoreados en este lugar figuran: el golpe de Estado del general Augusto Pinochet contra Salvador Allende, en Chile, la Guerra

Detección de protozoarios parásitos en aves residentes y migratorias de los manglares y zonas boscosas de Punta Galeta – Colón, Panamá.

de las Malvinas, los movimientos de las guerrillas latinoamericanas, conversaciones del régimen comunista del Frente Sandinista en Nicaragua y, como es de esperar, los movimientos del jefe de gobierno cubano, Fidel Castro.

Durante la Segunda Guerra Mundial, Galeta sirvió para la protección de la vía acuática de ataques por fuerzas alemanas o japonesas, además de operar como los ojos y oídos del Pentágono. Desde Galeta, Estados Unidos dio su apoyo a las fuerzas británicas durante la Guerra de las Malvinas al determinar la ubicación de naves argentinas.

En esta instalación militar trabajaban tres grupos del Ejército de Estados Unidos: el batallón 747 de Inteligencia Militar, el Batallón de Apoyo de la Compañía D de Marina y la Compañía de la Fuerza de Seguridad del Cuerpo de Infantes de Marina. Galeta también fue usada para detectar sembradíos de coca en Perú, Bolivia y Colombia, y más recientemente, para espiar los movimientos de tropas de Perú y Ecuador durante el conflicto fronterizo que mantuvieron ambos.

Las antenas de isla Galeta no sólo sirvieron para espiar al resto de América, también se usaron para grabar las conversaciones del régimen militar del general Manuel Antonio Noriega antes de la invasión de Estados Unidos a Panamá.

Detección de protozoarios parásitos en aves residentes y migratorias de los manglares y zonas boscosas de Punta Galeta – Colón, Panamá.

A través de estas antenas se grabó una conversación que sostuvo Noriega con uno de sus lugartenientes, en la que reconoce que ordenó el asesinato de uno de sus más fuertes opositores. el médico guerrillero Hugo Spadafora.

El ex general panameño, Rubén Darío Paredes, aseguró que en una ocasión pudo observar a través de los satélites de Galeta cómo un grupo de trabajadores cubanos construía en Punta Cabezas, Nicaragua, una pista de aterrizaje para los aviones soviéticos Mig.

El legendario y temido complejo de isla Galeta revirtió a Panamá a principio de 1999 en cumplimiento de los Tratados Torrijos-Carter.

El Laboratorio Marino de Punta Galeta fue establecido en 1964, y esto fue posible gracias al Doctor Ira Rubinoff, que en el año 1961 visitó por primera vez Punta Galeta y se dio cuenta inmediatamente del valor natural de este sitio. Tanto fue su interés e inspiración, que solicitó al mismo Pentágono que el territorio militar de Galeta en ese entonces, fuese entregado al Instituto Smithsonian y sirviera como uno de los centros de investigación marina más importantes del mundo.

El Laboratorio Marino de Punta Galeta, es una estación de campo del Instituto Smithsonian de Investigaciones Tropicales (STRI) ubicada en la entrada Caribe del

Detección de protozoarios parásitos en aves residentes y migratorias de los manglares y zonas boscosas de Punta Galeta – Colón, Panamá.

Canal de Panamá y cerca de la ciudad portuaria de Colón. Desde 1959, los científicos estudian los ecosistemas costeros tropicales. Los manglares, los arrecifes de coral y los pastos marinos. Tradicionalmente, a los manglares se les ha considerado como lugares malsanos, fétidos, repletos de insectos y sin valor alguno. Pero esta apreciación está cambiando gracias a las investigaciones que se vienen realizando durante las últimas cinco décadas.

En Galeta, el Smithsonian ha efectuado investigaciones únicas en su clase, como la que realizó en 1986 por un importante derrame de aceite que se registró en las playas del Atlántico panameño y que destruyó grandes reservas de coral. Desde este lugar se han hecho también monitoreo de la fauna y flora desde Bocas del Toro, una provincia fronteriza con Costa Rica, hasta Portobello, en Colón, al otro extremo del país.

Hasta el año de 1999 el acceso era restringido solo a investigadores con permiso de investigación, fue después de la reversión del canal de Panamá a dicho territorio, que se toma la decisión de crear un programa de educación ambiental y marino, dirigido principalmente a los niños de edad escolar y estudiantes universitarios iniciado desde el año 2000. Desde el 2008 Punta Galeta ha sido el escenario para la capacitación a más de 320 docentes de todo el territorio panameño mediante un

Detección de protozoarios parásitos en aves residentes y migratorias de los manglares y zonas boscosas de Punta Galeta - Colón, Panamá.

programa llevado en conjunto con el Ministerio de Educación y que busca ayudar a que las clases de ciencias sean más dinámicas y divertidas en los salones de clases

Punta Galeta es designado como una Reserva Científica y un Área Silvestre Protegida, a través de la ley Nº 21 del 2 de julio de 1997 y la Le Nº 5 del 25 de febrero de 1993, y la cual fue transferida a la ANAM, mediante Resolución Administrativa ARI Nº 283-99, del 25 de agosto de 1999

2.2 Antecedentes de hemoparásitos en aves.

El Phylum Apicomplexa forma un conjunto grande y cosmopolita de los parásitos protozoarios. Dentro de este Phylum están los haemosporidios o parásitos que transmiten la malaria. Estos infectan a varias clases de vertebrados cuando los dípteros, quienes son los vectores, se alimentan de sangre de ellos. El ciclo de vida de los haemosporidios incluye estadios sexuales y asexuales. Dentro de los huéspedes vertebrados, las formas haploide infectantes (esporozoitos) infectan los tejidos del huésped y las etapas de alimentación (trofozoítos) experimentan una proliferación asexual para convertirse en merontes multinucleados (esquizontes), que se rompen para producir merozoitos, algunos de éstos se transforman en estadios sexuales llamados gametocitos. Una vez en el díptero (vector), un macrogametocito produce un solo gameto femenino y cada microgametocito produce hasta ocho gametos masculinos (Atkinson y Van Riper, 1991, Desser y Bennett, 1993).

El hemoparasitismo en las aves es generalmente causado por 3 géneros de parásitos Apicomplexa de la Familia Plasmodiidae: *Leucocytozoon*, *Haemoproteus*, y *Plasmodium* (Bermúdez, 2003). Estos protozoos pueden causar graves enfermedades clínicas, pero en muchos casos, son anfitriones asintomáticos.

Detección de protozoarios parásitos en aves residentes y migratorias de los manglares y zonas boscosas de Punta Galeta – Colón, Panamá.

Haemoproteus y *Plasmodium* están distribuidos casi por todo el mundo con una alta diversidad de especies. Más de 120 especies de *Haemoproteus* han sido reportadas en aves (Bermúdez, 2003). Estos organismos son transmitidos por moscas que pican Hippoboscidae y jejenes Ceratopogonidae.

Aunque la fauna ornitológica de Sur y Centro América es la más rica y biodiversa de todos los continentes, los parásitos de la sangre de esta avifauna han sido poco estudiados y por lo general solos en regiones específicas. Poco de lo que sabemos proviene de estudios realizados hace por lo menos 40 años, por ejemplo Gabaldon *et al*, (1974 y 1975) realizaron encuestas a gran escala de los parásitos sanguíneos de las aves de Venezuela mientras que Beltrán *et al*, (1953) realizó estudios en las aves de México, Lainson *et al*, (1970) reportaron los parásitos sanguíneos de las aves del Brasil, mientras Jorg, (1931), reportaron algunos parásitos de las aves de Argentina. Hewitt, (1940a), Huff y Wetmore, (1967) y Galindo y Sousa, (1966) todos contribuyeron al conocimiento de los parásitos sanguíneos de las aves de Centro América.

A continuación, describiremos cada uno de los principales géneros de parásitos causantes de hemoparasitismo reportados para este estudio.

2.2.1 *Haemoproteus* sp.

Los miembros de este género se clasifican como miembros del Phylum Apicomplexa, Clase Aconoidasida, Orden Haemospororida, Familia Plasmodiidae, y se definen principalmente por su desarrollo intraeritrocítico, producción de gránulos pigmentados principalmente de color oro-marrón o negro procedentes de la digestión de la hemoglobina del huésped, y la ausencia de la reproducción asexual en las células sanguíneas circulante (Peirce, 2000). Prácticamente todas las especies de este género se distinguen por la morfología de los gametocitos circulantes, su presunta especificidad de huésped y por los cambios morfológicos distintivos en los eritrocitos del huésped. Se distinguen cinco diferentes tipos morfológicos de gametocitos que difieren en la forma (redonda o alargada) y que puede llegar hasta el núcleo del eritrocito (Fig. 5).

Haemoproteus spp. son parásitos comunes transmitidos por artrópodos a la sangre de muchas especies de aves silvestres. Aunque el impacto de estas infecciones en las aves Passeriformes es potencialmente grande (Van Riper *et al*, 1986; Atkinson y Van Riper, 1991), poco se sabe de los efectos de los parásitos en la sangre, ya sea en el individuo o a nivel de población. Los estudios comparativos sugieren que las infecciones por hematozoa tienen poco efecto debilitante en el ave (Ashford, 1971, Bennett *et al*, 1988), sin embargo, tales infecciones pueden contribuir a la regulación de las poblaciones de manera sutil.

Detección de protozoarios parásitos en aves residentes y migratorias de los manglares y zonas boscosas de Punta Galeta – Colón, Panamá.

Las especies de *Haemoproteus* que infectan a las aves fueron observadas por primera vez en un frotis de sangre teñidas con otros hemoparásitos intra eritrocíticos por la Zoóloga Rusa V. Ya. Danilewsky como " . . . vacuolas claras, incolores, transparentes, variables en forma y tamaño, en el que están presentes varios gránulos "citado en Hewitt, 1940b. Con el advenimiento de la tinción de Giemsa para diferenciar los parásitos de las células huésped (Garnham, 1966), la diversidad y el amplio alcance de estos parásitos se hizo evidente, pero su anfitrión, especificidad, los ciclos de vida, y los vectores no se conocían.

La gran mayoría de los estudios publicados sobre las especies de aves y los *Haemoproteus* en los últimos 50 años han sido las encuestas y descripciones taxonómicas de parasitólogos y veterinarios. Es solamente en los últimos años que ha habido un renacimiento del interés por estos parásitos por los ecologistas y los biólogos evolutivos, por la facilidad de muestreo no invasivo en las aves silvestres en que la extracción de sangre hace que sean buenos modelos para probar las hipótesis evolutivas (Atkinson *et al* , 2008).

Más de 130 especies de *Haemoproteus* se han reportado en 72 familias de aves (Peirce, 2005, Valkiūnas, 2005). La diversidad en términos de número de distintas formas morfológicas y especies es más alta entre los Coraciiformes (martín pescador), Piciformes (pájaros carpinteros), y Galliformes, pero el más alto número

de especies se produce dentro de los Passeriformes (aves de percha o aves cantoras) (Bennett, 1993) *Haemoproteus* no ha sido reportado en muchos de los órdenes más primitivos de aves, pero es muy común entre los Passeriformes

Los recientes análisis filogenéticos basados en las secuencias de genes mitocondriales han colocado a *Haemoproteus* como un grupo polifilético dentro del mismo Clado como *Plasmodium* (Perkins y Schall, 2002). Los análisis más recientes basados en cuatro genes encontrados en las haemo proteínas aviares se dividen en dos Clado hermanos de *Plasmodium*: un grupo basal de parásitos columbiformes que utilizan moscas de la Familia Hippoboscidae, también llamadas mosca de las palomas, como vectores y un segundo grupo distinto que se transmite por las mosca de la Familia Ceratopogonidae (Martinsen *et al.*, 2008)

2.2.1 a. Ciclo de vida

El ciclo de vida de *Haemoproteus* es complejo, implica una reproducción sexual (gametogénesis y fertilización) y una reproducción asexual (esporogonia) en el vector, además una reproducción asexual (merogonia) en el huésped aviar. Se ha comprobado que los vectores de hemoparásitos aviares incluyen tanto moscas de la Familia Ceratopogonidae del género *Culicoides* y moscas ectoparásitos de la Familia Hippoboscidae. El ciclo sexual inicia cuando la sangre de un huésped infectado

Detección de protozoarios parásitos en aves residentes y migratorias de los manglares y zonas boscosas de Punta Galeta – Colón, Panamá.

contiene etapas sexuales maduras de los parásitos, macrogametocito femeninos y microgametocito masculinos. Las etapas sexuales deben someterse a gametogénesis y fertilización en el intestino medio del vector y producir un cigoto móvil llamado ookinete. Los ookinetos posteriormente penetran la pared del intestino medio y se desarrollan en el intestino medio basal, como ooquistes esféricos durante el ciclo asexual esporogónico (Atkinson *et al*, 2008).

El desarrollo del parásito en ambos vectores es similar, pero el tamaño de los ooquistes, número de esporozoitos producidos y la duración de esporogonia difiere. En moscas Ceratopogonidae, los ooquistes miden aproximadamente 10 μm de diámetro, mientras que en los ooquistes de las moscas Hippoboscidae son considerablemente grandes, con diámetros que alcanzan aproximadamente 40 μm (Adie, 1924; Fallis y Bennett, 1960; Atkinson, 1991). Las esporogonias normalmente tardan 4 a 6 días en moscas Ceratopogonidae, eventualmente produciendo menos de 100 esporozoitos que brotan de una sola explosión de esporas. Las esporogonias en moscas Hippoboscidae suelen durar hasta 10 días, eventualmente producen miles de esporozoitos que brotan de esporoblastos múltiples dentro de los ooquistes (Adie, 1915, Adie, 1924). Los ooquistes posteriormente se rompen liberando esporozoitos en el hemocele del insecto. Estos invaden las glándulas salivales y pasan a través de los conductos salivares durante la siguiente alimentación con sangre del ave.

Detección de protozoarios parásitos en aves residentes y migratorias de los manglares y zonas boscosas de Punta Galeta – Colón, Panamá.

Los únicos ciclos de vida que se conocen completamente en *Haemoproteus* de aves y que aún tenemos sólo un conocimiento básico sobre el desarrollo pre entrocítico de estos parásitos, se le atribuyen a *Haemoproteus columbae* de las palomas y tórtolas, *Haemoproteus meleagridis* de pavos salvajes y *Haemoproteus danilewskii* de azulejos (*Cyanocitta cristata*), ya que estos han recibido estudios experimentales más detallados (Atkinson *et al* , 2008) El desarrollo endógeno de estas tres especies comienza cuando los esporozoitos infecciosos se inoculan en el sitio donde el vector llega a alimentarse de sangre. Estos esporozoitos se desarrollan dentro de las células del linfocito y macrófagos del sistema, el endotelio capilar y/o miofibroblastos, sometidos a una o más generaciones de la reproducción asexual o merogonia, antes de penetrar en los eritrocitos circulantes (Mohammed, 1965, Atkinson *et al* , 1986) Aquí se desarrollan como gametocitos, en las tres especies mencionadas y mejor estudiadas, convirtiéndose entonces en formas infecciosas para los vectores dentro de 7 a 10 días después de invadir las células sanguíneas.

2.2.1 b. Signos clínicos

Los signos clínicos no suelen ser evidentes en infecciones de baja intensidad, pero puede llegar a ser evidente durante las infecciones agudas, cuando hay parasitemia eritrocítica y el número de merontes en el tejido alcanza altas intensidades.

Se han realizado estudios experimentales en pavos domésticos, infectándolos experimentalmente con *H meleagridis*. Estos pavos son cojos en una o ambas patas, tienen un menor peso y tasas de crecimiento baja, comparado con los controles no infectados (Atkinson *et al*, 1988) Del mismo modo, las codornices norteadas con infecciones naturales de *H lophortyx* se muestran reacias a moverse, tienen una apariencia deprimida y muestran signos neurológicos como pérdida de equilibrio y dificultad para caminar (Cardona *et al*, 2002) Los signos de infección en palomas incluyen debilidad, anemia y anorexia (Acton y Knowles, 1914, Coatney, 1933).

La elevación en el número de linfocitos circulantes, heterófilos, basófilos, eosinófilos y monocitos, se ha observado tanto en infecciones naturales como experimentales con *Haemoproteus*, y es probable que estos aumentos representen una respuesta mediada por las células para ambas etapas parasitarias, eritrocítica y pre eritrocítica, en particular en la última etapa donde madura y rompe para liberar merozoitos que invaden los eritrocitos (Ots y Hōrak, 1998, Garvin *et al*, 2003).

2.2.1 c. Patogenia y Patología

Prácticamente no se sabe nada acerca de la patogénesis por infecciones con *Haemoproteus* debido a que se sabe tan poco sobre su desarrollo natural y experimental dentro del huésped vertebrado (Atkinson *et al*, 2008)

2.2.1 d. Diagnóstico

El método clásico para el diagnóstico de *Haemoproteus* es una tinción con Giemsa aplicado a un frotis de sangre delgado, donde es posible demostrar la presencia de gametocitos en los eritrocitos con prominentes gránulos pigmentados de color oro-marrón o negro y la ausencia de merontes en los eritrocitos, los cuales son diagnosticados en *Plasmodium* spp. Las especies individuales son tradicionalmente definidas por la morfología de los gametocitos dentro de eritrocitos (Fig.5) y la especificidad del huésped. Los métodos moleculares han comenzado a brindar diferenciación de géneros e identificación de parásitos con linajes únicos. Su alta sensibilidad se hace valiosa para la identificación de aves con infecciones de una intensidad muy baja, pero estos métodos no han sido refinados hasta el punto en que se puedan utilizar para distinguir especies individuales. Los estudios recientes, sin embargo, sugieren que esto puede llegar a ser viable (Hellgren *et al.*, 2007, Valkiūnas *et al.*, 2007)

Distinguir las especies de *Haemoproteus* de las especies de *Plasmodium* de las aves puede ser difícil, particularmente en las infecciones crónicas donde el número de gametocitos circulantes es bajo y en las que puede ser difícil de determinar si los merontes intracelulares, característicos de *Plasmodium* están presentes o ausentes. Recientes y distintos conjuntos de cebadores diseñados para amplificar porciones del genoma mitocondrial del parásito han podido distinguir *Haemoproteus* y

Detección de protozoarios parásitos en aves residentes y migratorias de los manglares y zonas boscosas de Punta Galeta – Colón, Panamá.

Plasmodium de *Leucocytozoon* o los tres géneros entre sí, siguiendo patrones de restricción en la digestión de su ADN, por la reacción en cadena de la polimerasa (PCR) (Hellgren *et al* , 2004; Beadell y Fleischer, 2005) Sin embargo, los productos de la secuenciación de PCR es necesaria para identificar linajes individuales de los parásitos y para determinar relaciones filogenéticas.

2.2.1 e. Inmunidad

Prácticamente nada se sabe acerca de los mecanismos inmunes en las infecciones con *Haemoproteus*. La recuperación espontánea de las infecciones con *H. columbae* han sido reportadas en palomas comunes (*Columba livia*), sin beneficios de inmunidad en una segunda infección (Sergent y Béquet, 1914, Ahmed y Mohammed, 1978)

2.2.1 f. Problemas de salud pública

Las aves infectadas no presentan riesgos para la salud de los seres humanos (Atkinson *et al* , 2008)

2.2.1 g. Impacto en la población silvestre

Los efectos individuales por las infecciones con *Haemoproteus* son difíciles de discernir en hospederos silvestres. La gran mayoría de los estudios son correlacionados con el huésped aviar bajo investigación, con frecuencia es infectado con otro parásito hematozoa, incluyendo *Leucocytozoon*, *Plasmodium*, y *Trypanosoma*. En una revisión exhaustiva de más de 5,000 documentos sobre parásitos sanguíneos de aves, Bennett *et al*, (1993) encontraron que sólo el 4% informó la mortalidad o patogenicidad en las aves, con más frecuencia se reportan las aves domésticas o las aves en colecciones zoológicas. La mortalidad asociada a *Haemoproteus* y otros parásitos sanguíneos en las aves silvestres probablemente se produce con mayor frecuencia a la reportada porque los individuos enfermos pueden ser difíciles de encontrar en la naturaleza para hacer necropsia y recuperar muestras. La epizootia a menudo es difícil de documentar para paseriformes pequeños en áreas donde los cadáveres son rápidamente devorados (Bennett *et al*, 1993).

Algunos estudios controlados en laboratorios han reportado disminución de la supervivencia en aves infectadas con *Haemoproteus* (Nordling *et al*, 1998, Dawson y Bortolotti, 2000, Hōrak *et al*, 2001, Sol *et al*, 2003). Estas aves presentan otros efectos negativos como son, disminución en los índices de inmunidad, condición corporal pobre y disminución en el éxito reproductivo que puede estar reflejado en

el cambio de la coloración del plumaje (Allander y Bennett, 1995, Ots y Hōrak, 1998, Merino *et al.*, 2000, Sanz *et al.*, 2001; Hōrak *et al.*, 2001, Kirkpatrick *et al.*, 1991)

Actualmente no existen estrategias a gran escala para la prevención o control de infecciones con *Haemoproteus* en las aves silvestres. Si bien, la reducción de las poblaciones de vectores disminuirá la transmisión de especies de *Haemoproteus*, este enfoque no es factible en la actualidad para la muchas especies de larvas de Ceratopogonidae que tienen sus hábitats en suelos húmedos y cavidades de los árboles o para las moscas ectoparásitos de la Familia Hippoboscidae que se reproducen en las aves silvestres (Blanton y Wirth, 1979). Es probable que algunas especies de *Haemoproteus* puedan convertirse en amenazas de enfermedades emergentes en caso de cambio climático global, ya que el rango de los hospederos y vectores cambiaría. Poblaciones que previamente estaban aisladas ahora entran en contacto con los vectores y parásitos a los que no tenían exposición previa. En menor escala, circunstancias similares ocurren cuando las especies de aves son transportadas o trasladadas fuera de su rango normal. Buenos ejemplos son las recientes epizootias de *H. lophortyx* en las codornices nortefías que se reubicaron en California (Cardona *et al.*, 2002), informes esporádicos de miopatía de megalomerontes en psitácidos en cautiverio (Pennycott *et al.*, 2006) y los brotes periódicos de otras aves cautivas y zoológicos donde los nuevos hospederos exóticos están expuestos a los vectores y parásitos endémicos (Ferrell *et al.*, 2007).

2.2.2 *Plasmodium* sp. (Malaria Aviar)

La malaria aviar es una enfermedad común transmitida por mosquitos a las aves silvestres y que es causada por parásitos protozoarios del género *Plasmodium*. Las infecciones son causadas por un complejo de más de 40 especies que difieren ampliamente en rango de hospederos, la distribución geográfica, los vectores, y la patogenicidad (Atkinson *et al*, 2008). Los miembros de este género se clasifican como miembros del Phylum Apicomplexa, Clase Aconoidasida, Orden Haemospororida, Familia Plasmodiidae y se define principalmente por su desarrollo intraeritrocítico y reproducción asexual (merogonia, también llamado esquizogonia) en las células sanguíneas circulantes (Peirce, 2000).

Desde el descubrimiento de los parásitos de la malaria aviar por Danilewsky en 1889, los estudios sobre ellos han contribuido en gran medida a los conocimientos actuales, de la malaria humana. En 1898, Ross, el cirujano Británico del ejército estacionado en la India, trabajando con gorriones descubrió y describió el ciclo de vida sexual en mosquitos.

Las especies de *Plasmodium* que infectan aves están mundialmente distribuidas y prevalecen en muchos órdenes. Su amplia distribución geográfica está basada en la movilidad y patrones migratorios de las aves como hospederos. Además, una sola especie de malaria es capaz de infectar especies de mosquitos de varios géneros. La

Detección de protozoarios parásitos en aves residentes y migratorias de los manglares y zonas boscosas de Punta Galeta – Colón, Panamá.

combinación de movilidad de las aves hospederas y la disponibilidad de muchas especies de mosquitos susceptibles resulta en una extensa distribución (Bennett *et al* , 1993; Valkiūnas, 2005)

Por muchos años después del descubrimiento del ciclo de vida sexual y su fase en los mosquitos, se creía que los esporozoitos eran inyectados en el huésped vertebrado penetrando directamente en los eritrocitos. En la década de 1930, prevalecía la creencia entre los que estudiaban el parásito de la malaria que una etapa del desarrollo se daba en el huésped vertebrado y que esta existía entre la inoculación de esporozoitos en un huésped vertebrado y la aparición de los trofozoítos en los eritrocitos (Atkinson *et al.*, 2008)

La escasez de la quinina durante la Segunda Guerra Mundial llevó a una búsqueda exhaustiva en Europa y América para obtener drogas anti malaria. La malaria aviar se convirtió en un tema importante para la detección de drogas. Un número de compuestos altamente eficaces contra diversas etapas de desarrollo de la malaria en los seres humanos fueron descubiertos en este esfuerzo gigantesco (Atkinson *et al* , 2008)

2.2.2 a. Clasificación e identificación.

Las especies de *Plasmodium* aviar se dividen en cinco subgéneros

- ✓ *P (Haemamoeba)* con gametocitos redondos y que exceden el tamaño del núcleo de las células huésped. Parásitos maduros desplazan al núcleo de la célula huésped. Merontes presentes en eritrocitos maduros

Un merozoito es una etapa del ciclo de vida de un parásito protozoario, resultado de la reproducción asexual por división múltiple (merogonia o esquizogonia). Durante la merogonia, el núcleo se divide varias veces y cada fragmento, al romperse la célula, adquiere una porción del citoplasma. La célula madre se denomina meronte (o esquizonte) y las células hijas, merozoitos. Es característica de muchos apicomplejos.

En la malaria (*Plasmodium*), los merozoitos infectan a los glóbulos rojos y se reproducen asexualmente dentro de ellos. Los glóbulos rojos se rompen liberando los merozoitos que a continuación infectan a otros glóbulos.

- ✓ *P (Giovannolaia)*, gametocitos alargados. Los parásitos maduros no desplazan el núcleo de las células hospedadoras. Merontes presentes en eritrocitos maduros. Merontes más grandes que el núcleo de los eritrocitos, con abundante citoplasma.
- ✓ *P (Novyella)*, gametocitos alargados, parásitos maduros no desplazan el núcleo de la célula huésped. Merontes presentes en eritrocitos maduros.

Detección de protozoarios parásitos en aves residentes y migratorias de los manglares y zonas boscosas de Punta Galeta – Colón, Panamá.

Merontes más pequeños que el núcleo de los eritrocitos, sin notable citoplasma

- ✓ *P. (Huffia)* con gametocitos alargados parásitos maduros no desplazan el núcleo de la célula huésped Merontes variables en forma y tamaño Merontes presentes en eritrocitos precursores circulantes.
- ✓ *P. (Bennettinia)* con gametocitos redondos u ovalados, no exceden el tamaño del núcleo de las células hospederas y se adhieren al núcleo Merontes presentes en eritrocitos maduros, redondos con escaso citoplasma y pegados al núcleo del huésped

La identificación del subgénero y la especie está basada en las características morfológicas evidentes en los frotis sanguíneos y características biológicas en los hospederos vertebrados e invertebrados.

Las características morfológicas vistas en los frotis sanguíneos que son de valor en la identificación de parásitos son

- Edad del eritrocito infectado,
- Diferencias en tipo de pigmentación granular en el micro gametocitos,
- Forma y posición de los trofozoítos jóvenes en las células hospederas y localización del núcleo
- Forma de los gametocitos y su relación con el núcleo de la célula hospedera,

Detección de protozoarios parásitos en aves residentes y migratorias de los manglares y zonas boscosas de Punta Galeta – Colón, Panamá.

- Localización de segmentos en eritrocitos, número de merozoitos y localización del núcleo de la célula hospedera en relación con el parásito (Fig 6)

Las características biológicas y morfológicas indicativas del subgénero y la especie están basadas en estudios que incluyen: 1) tejidos en los que desarrollan esquizontes exoeritrocíticos, 2) morfología de merozoitos exoeritrocíticos, 3) tiempo requerido para la esquizogonia exoeritrocítica, y 4) estados esporogónico

2.2.2 b. Ciclo de vida

El ciclo de vida de la malaria aviar, en ambos hospederos (vertebrado e invertebrado), es básicamente similar a la malaria en mamíferos. Las variaciones ocurren entre las especies y los diferentes tipos de células seleccionadas por el esquizogonio exoeritrocítico y el tiempo requerido para el desarrollo de las fases separadas.

El ciclo del *Plasmodium* sp. se caracteriza por exigir un huésped vertebrado en el que tiene lugar la esquizogonia, en dos fases, la primera de las cuales se realiza repetidas veces en las células del sistema retículo histiocitario (endotelios y células hematopoyéticas, esquizogonia exoeritrocítica), con varias generaciones de esquizontes que forman merozoitos repetidores del ciclo (criptomerozoitos), hasta

Detección de protozoarios parásitos en aves residentes y migratorias de los manglares y zonas boscosas de Punta Galeta – Colón, Panamá.

que aparecen otros merozoitos (metamerozoítos) que ya invaden los hematíes para formar esquizontes, formadores de merozoitos que, a su vez, invaden otros hematíes, produciendo un pigmento característico derivado de la hemoglobina.

Algunos de estos merozoitos pueden invadir elementos histiocitario para continuar el ciclo exoeritrocítico. Finalmente dan lugar a los gamontes, que han de ser adquiridos por un mosquito (*Culex*, *Aedes* y *Anopheles* sp.), en el que maduran, se unen (singamia) para formar zigotos móviles (ooquinetos) carentes de envoltura quística, e iniciar la esporogonia, con formación de esporozoitos, inoculados con la saliva cuando el mosquito se alimenta sobre otra ave

La plasmodiosis aviar tiene carácter estacional, es muy frecuente en aves del Orden Passeriformes (aves cantoras) y, dada la época, especificidad de hospedador, pueden observarse infecciones en aves de otros grupos taxonómicos, en los que el proceso puede resultar más grave que en los hospedadores específicos, pudiendo causar elevada mortalidad.

2.2.2 c. Signos clínicos

Las infecciones por *P. relictum* (canarios, mieleros hawaianos, pingüinos), *P. gallinaceum* (pollos domésticos), *P. juxtanucleare* (pollos domésticos), *P. elongatum*

Detección de protozoarios parásitos en aves residentes y migratorias de los manglares y zonas boscosas de Punta Galeta – Colón, Panamá.

(pingüinos) y *P. durae* (pavos domésticos) pueden ser extremadamente patógenos durante las fases agudas de infección en sus respectivos anfitriones (Garnham, 1966; Stoskopf y Beier, 1979, Huchzermeyer, 1993, Yorinks y Atkinson, 2000, Williams, 2005)

Las aves infectadas son típicamente anémicas, letárgicas, anoréxica, y tienen plumas dañadas. Los hematocritos pueden decaer a más de un 50% Los pollos domésticos infectados con *P. gallinaceum* y *P. juxtanucleare* se han descrito como letárgicos, con crestas pálidas, excrementos verdes, diarrea, y parálisis parcial o total (Garnham, 1966) Los pavos jóvenes con infecciones de *P. durae* presentan pocos signos clínicos hasta inmediatamente antes de la muerte, cuando es grave, pueden ocurrir convulsiones (Garnham, 1966) Pavos adultos suelen convertirse en letárgicos, anoréxicos y con frecuencia desarrollan hipertensión pulmonar, como consecuencia de la hipertensión arterial pulmonar hipóxica (Huchzermeyer, 1988) Las aves adultas también pueden desarrollar edemas y gangrenas en sus patas Los capilares cerebrales pueden ser bloqueados mediante el desarrollo de merontes exoeritrocítico, además las aves infectadas pueden presentar signos neurológicos y parálisis antes de la muerte (Garnham, 1966)

2.2.2 d. Patogénesis

La malaria aviar es una enfermedad principalmente de la sangre y del sistema retículo endotelial, y el progreso de la enfermedad y los signos clínicos son muy similares a los presentados por la mayoría de parásitos que se encuentran en la sangre (Van Riper *et al*, 1994). Estudios detallados de *P. gallinaceum* en pollos infectados experimentalmente, ponen en evidencia los signos clínicos a partir de 5 a 7 días después de la inoculación de sangre infectada (Williams, 2005). Las aves infectadas comienzan a excretar heces verdes aproximadamente 4 días después de la infección. Durante la primera fase, que dura sólo unas pocas horas, las heces son normales en forma, de pigmento verde confinado a la porción fecal. Durante la Fase II, se observan aves delgadas con diarrea verde brillante y mucosidades que desarrollan al día 5 y que persiste alrededor de 2 días entre las aves que sobreviven a la infección. Durante la fase III, las aves se están recuperando de la infección, y la coloración verde del excremento es intermedio en intensidad entre la observada durante la fase I y la fase II. El excremento pierde todo el color verde en el momento en que la parasitemia se convierte indetectable (Williams, 2005).

No está claro si las infecciones agudas por *Plasmodium* pueden causar los paroxismos febriles en las aves, como los que son tan característicos en las infecciones humanas por la malaria. Los aumentos en temperatura cloacal se han

medido durante la fase aguda de la infección por *P. gallinaceum* en pollos (Williams, 2005) Como es el caso de las infecciones en humanos, el período febril fue relativamente de corta duración y aumento paralelo al incremento de la parasitemia periférica Siguiendo la crisis, la temperatura cloacal cayó y luego se mantuvo por debajo de lo normal durante varios días. Por el contrario, canarios infectados con *P. relictum* tienen descensos significativos en la temperatura corporal central durante la fase aguda de la infección y parecen perder la capacidad de termorregulación (Hayworth *et al* , 1987)

2.2.2 e. Diagnóstico

Sin lugar a dudas, la prueba altamente específica para el diagnóstico de *Plasmodium* es un frotis de sangre delgado, teñido con Giemsa, donde es posible demostrar la presencia de merontes eritrocíticos y gametocitos con prominentes gránulos pigmentados de color oro-marrón o negro. Las especies individuales son tradicionalmente definidas por el tamaño y la forma de los gametocitos intraeritrocíticos y los merontes El número de merozoitos maduros producidos por los merontes, cambios en la morfología de los eritrocitos huésped y otras características biológicas, como el rango de hospederos, susceptibilidad a las especies de mosquitos, la morfología, y la ubicación de merontes exoeritrocíticos (Garnham, 1966; Valkunas, 2005).

Detección de protozoarios parásitos en aves residentes y migratorias de los manglares y zonas boscosas de Punta Galeta – Colón, Panamá.

La mayoría de las infecciones de *Plasmodium* en aves silvestres son crónicas, sin embargo, la intensidad puede ser extremadamente baja. En estos casos, puede ser imposible identificar parásitos por debajo del nivel del subgénero. Cuando los merontes eritrocíticos no están presentes, puede llegar a ser difícil de distinguir gametocitos de *Plasmodium* de los de *Haemoproteus*, aunque los gametocitos de *Haemoproteus* son a menudo más gruesos y más robustos que los de *Plasmodium* (Manwell y Herman, 1935, Herman, 1938)

El reciente desarrollo de métodos moleculares para el diagnóstico de la malaria aviar con cebadores de PCR para genes ribosomales y mitocondriales, han ayudado a resolver este problema. A pesar de su sensibilidad más alta, los métodos de PCR todavía pueden pasar por alto las infecciones que tienen parasitemia muy bajas (Jarvi *et al* , 2002), aunque la reciente aplicación de los métodos en tiempo real para el diagnóstico de la malaria pueden llegar a resolver estos problemas (Boonma *et al* , 2007)

Varios conjuntos de cebadores diseñados recientemente para amplificar porciones del genoma mitocondrial del parásito, pueden distinguir *Haemoproteus* y *Plasmodium* de *Leucocytozoon* (Hellgren *et al* , 2004). Sin embargo, la secuenciación de productos de PCR es necesario para la identificación individual del linaje de un parásito y determinar relaciones filogenéticas. Algunas técnicas de

Detección de protozoarios parásitos en aves residentes y migratorias de los manglares y zonas boscosas de Punta Galeta – Colón, Panamá.

inmunotransferencia estándar también se pueden utilizar para identificar anticuerpos contra *Plasmodium* en passerines infectados en el medio silvestre (Atkinson *et al.*, 2001). Aunque ni el ELISA ni la inmunotransferencia pueden distinguir especies de *Plasmodium*, las técnicas son útiles para realizar diagnósticos a nivel de género en las aves con las infecciones de baja intensidad que no pueden ser detectados por microscopía o PCR.

2.2.2 f. Inmunidad

Las aves infectadas con las especies de *Plasmodium*, desarrollan anticuerpos fuertes y células con algún tipo de respuesta a los parásitos eritrocíticos (Van Riper *et al.*, 1994), pero parecen ser incapaces de eliminar completamente su infección.

Las evidencias están limitadas a las pruebas y estudios experimentales en los canarios (*P. relictum*), Hawaii Amakihi (*Hemignathus virens*) (*P. relictum*) y pavos domésticos (*P. hermani*) indican que las aves probablemente permanecen infectados de por vida, pero a niveles crónicos que estimulan la inmunidad a la reinfección con cepas homólogas del parásito (Bishop *et al.*, 1938, Jarvi *et al.*, 2002; Young *et al.*, 2004) La persistencia de las infecciones subclínicas puede hacer que las aves se tornen vulnerables al recrudecimiento de los parásitos eritrocíticos, si la inmunidad del huésped se ve comprometida por el estrés o por otras infecciones con otros patógenos, proporciona una deficiencia de una respuesta inmune. La exposición a

otras enfermedades infecciosas que comprometen el sistema inmune también puede dar lugar a infecciones severas

2.2.2 g. Problemas de salud pública

Las especies de *Plasmodium* de aves no infectan a los seres humanos y las aves infectadas no presentan riesgos para la salud de los seres humanos.

A pesar de esto, se recomienda la protección frente a los mosquitos (mallas) y el control mediante métodos químicos o biológicos (Atkinson *et al* , 2008)

2.2.2 h. Impactos en las poblaciones de vida silvestre.

Hay relativamente poca evidencia de que las especies de *Plasmodium* de aves sean las principales causantes de la mortandad epizootica en huéspedes naturales En una revisión exhaustiva de más de 5.000 artículos sobre parásitos en la sangre de las aves, Bennett *et al.*, (1993) encontró que sólo el 4% reportó la mortalidad o patogenicidad en las aves Los efectos directos e indirectos de una infección aguda y crónica pueden tener efectos medibles en el tiempo de vida y en el éxito reproductivo de sus hospedadores aviares En una estudio del comportamiento de canto en gorriones White-crowned Sparrows (*Zonotrichia leucophrys oriantha*), la

coherencia del canto fue influenciado por la infección con *Plasmodium* y *Leucocytozoon*. Las aves infectadas con *Plasmodium* también cantaron menos después de la reproducción experimental de cantos grabados (Gilman *et al.*, 2007). Esto podría tener un impacto significativo en la elección de pareja y el éxito reproductivo de machos infectados. De manera similar, los efectos en el comportamiento de las infecciones agudas pueden conducir a un aumento de la depredación del huésped infectado (Yorinks y Atkinson, 2000, Møller y Nielsen, 2007).

Los reportes más importantes de patogenicidad entre especies de *Plasmodium* que infectan a las aves se dan en aves cautivas, colecciones zoológicas y en islas aisladas cuando se establecen las nuevas asociaciones huésped-parásito. La malaria aviar es particularmente patógena en pingüinos cautivos siempre que se exponen a mosquitos vectores fuera de su área de distribución natural (Stoskopf y Beier, 1979, Fix *et al.*, 1988).

2.2.3 *Leucocytozoon* sp.

Leucocytozoonosis es una enfermedad protozoaria transmitida por vectores artrópodos que causan varias enfermedades a las aves, causada por varias especies de Apicomplexa en el género *Leucocytozoon*. Hay muchas especies de *Leucocytozoon* conocidas, pero sólo unos pocos son conocidos por ser patógenos para sus anfitriones. Los grupos de aves en situación de riesgo incluyen aves acuáticas, palomas, galliformes, rapaces, y avestruces (Bennett *et al* , 1993, Valkiūnas, 2005). Varias especies causan una mortalidad significativa en aves acuáticas, domésticas y aves de corral. Otras especies de *Leucocytozoon* causan enfermedades en menor escala, pero no se han estudiado ampliamente (Valkiūnas, 2005). Todos los leucocytozoides son anfitriones específicos en el nivel del orden aviar y en algunos casos, en el nivel de familia (por ejemplo, *Leucocytozoon simondi*), en otros casos incluso a nivel de especie (por ejemplo, *Leucocytozoon caulleryi* y *Leucocytozoon smithi*).

Están estrechamente relacionados con especies del género *Plasmodium* y *Haemoproteus*, con ciclos de vida similares, pero se transmiten por la mosca negra de la Familia Simuliidae, a excepción de *L. caulleryi*, que es transmitido por un mosquito de la Familia Ceratopogonidae (Akiba, 1960; Valkiūnas, 2005).

Detección de protozoarios parásitos en aves residentes y migratorias de los manglares y zonas boscosas de Punta Galeta – Colón, Panamá.

La primera publicación sobre *Leucocytozoon* fue por Sakharoff en 1893 y era un estudio morfológico de los leucocytozoides de cuervos y urracas en Russian estado de Georgia. El nombre del género *Leucocytozoon* fue utilizado por primera vez por Berestneff en 1904, que describió varias especies en búhos y cuervos, pero Sambon en 1908, fue el primero en definir el género *Leucocytozoon* (Atkinson *et al* , 2008).

Lo interesante es que se eligió el nombre *Leucocytozoon* originalmente porque estos protozoos que atacan la sangre se consideraban que ocupaban sólo los leucocitos. Fue más tarde cuando se descubrió, sin embargo, que los gametocitos de este parásito desarrollan en los eritrocitos, (Cook, 1954; Desser, 1967).

El primer descubrimiento de artrópodos como vectores de leucocytozoides se produjo en la década de 1930 cuando O'Roke en 1930 y Skidmore, 1931 de forma simultánea e independientemente mostraron que una mosca negra simulidos transmitían *L. simondi* a los patos y *L. smithi* a los pavos. Una especie de *Leucocytozoon* (*L. caulleryi*) fue encontrada posteriormente por Akiba, (1960) la cual era transmitida al ser picados por los mosquitos de la Familia Ceratopogonidae. Los artrópodos adquieren macro y microgamontes que se encuentran en los leucocitos, o en los hematíes circulantes al tomar la sangre del ave que, según la especie parasitan. La esporogonia en el vector da lugar a la formación de ooquistes pequeños con cerca de 100 esporozoítos y requieren una semana, a temperatura de

Detección de protozoarios parásitos en aves residentes y migratorias de los manglares y zonas boscosas de Punta Galeta – Colón, Panamá.

13°C, transcurrida la cual los esporozoítos son inoculados cuando el mosquito vuelve a tomar sangre. El ciclo esquizogonio en el vertebrado se desarrolla en el hígado, bazo, corazón, pulmones, cerebro y músculos, con formación de grandes esquizontes de hasta 50µm de diámetro, rodeados de una gruesa membrana, cuyos merozoitos pasan a convertirse en gamontes

A parte de la anemia, con palidez de las mucosas, se observan trastornos de la locomoción (tambaleo, marcha vacilante), tortícolis y palidez de las mucosas. En algunas aves domésticas disminuye la puesta y la incubabilidad

De las especies de *Leucocytozoon* que se han registrado, 22 de las 28 órdenes y 113 de las 204 familias de aves, el mayor número de especies se encuentran en Passeriformes (8 especies), Galliformes (7), y Coraciiformes (4) Sólo 1, 2 ó 3 especies se han encontrado en las aves de los otros órdenes aviares. Alrededor del 45% de las especies de aves en el mundo han sido investigados en busca de parásitos de la sangre, y se han encontrado especies de *Leucocytozoon* en aproximadamente el 30% de estas aves (Valkiūnas, 2005)

La Leucocytozoonosis se presenta principalmente en los miembros de la Familia Anatidae (patos, gansos y cisnes) y Columbidae (palomas y tórtolas) y menos comúnmente en los miembros de la Familia Accipitridae (gavilanes, águilas y

elanios) y Falconidae (halcones y caracarás) *Leucocytozoon simondi*, el más importante de los leucocytozoides patógenos en las aves silvestres, en particular en el Neártico, donde ha sido reportados en 46 especies de las aves acuáticas de 17 países

2.2.3 a. Epizootiología

Los leucocytozoides tienen un ciclo de vida indirecto que implica tábanos del Orden Díptera como vectores. Todos son especies de simúlidos (moscas negras), con la excepción de *L. caulleryi*, que utiliza jejenes del género Culicoides.

El ciclo de vida mejor estudiado es el de *L. simondi* (Fig. 7) En este ciclo los esporozoitos (etapas infectivas de los huéspedes aviares) son inoculados en el torrente sanguíneo por las moscas que pican mientras están alimentándose de sangre. Estos esporozoitos penetran las células hepáticas, donde se convierten en la primera generación de merontes. Durante un período de 4 - o 5- días, estos merontes aumentan en tamaño, se someten a múltiples divisiones nucleares y forma una serie de secciones separadas llamada cytomeros. Estos además se convierten en merozoitos uninucleares y sincitios que contiene varios núcleos. Algunos de estos merozoitos y sincitios entran a la corriente de la sangre. Estos merozoitos luego invaden los eritrocitos y se convierten en gametocitos (formas redondeadas). Los sincitios son transportado por la sangre a muchos órganos (bazo, ganglios linfáticos,

el hígado, el cerebro y otros), en los que son engullidas por los macrófagos y formas megalomerontes. Estos megalomerontes contienen miles de merozoitos, que a la ruptura del megalomeronte, penetran linfocitos y otros leucocitos y se transforman en gametocitos (fusiforme o formas alargadas). Los gametocitos redondos o fusiformes son infecciosos para los dípteros vectores. Una vez que los gametocitos son ingeridos por un vector que se alimenta de sangre, se someten a la reproducción sexual y forma un cigoto que se convierte en un ookinete. El ookinete penetra el intestino medio del vector, se somete a esporogonio y produce esporozoitos. Estos esporozoitos migran a continuación a las glándulas salivales del insecto vector y a continuación, se puede inyectar en la próxima ave cuando el vector se alimenta de sangre (Atkinson *et al*, 2008).

Si bien el desarrollo de todas las especies de leucocytozoides que se han estudiado en los vectores es similar, sin embargo, varía dependiendo de la especie y del huésped aviar. La primera generación de merontes desarrollan en las células parenquimatosas del hígado en todos los leucocytozoides excepto *L. caulleryi*, que se desarrolla en las células endoteliales de los capilares de muchos órganos (Valkunas, 2005). Los merontes de la primera generación de *L. dubreuii* desarrollan en las células del hígado y también en las células endoteliales del riñón (Khan y Fallis, 1970a), pero en *L. smithi*, se desarrollan sólo en los hepatocitos (Steele y Noblet,

Detección de protozoarios parásitos en aves residentes y migratorias de los manglares y zonas boscosas de Punta Galeta – Colón, Panamá.

1992) Poco se sabe acerca de los detalles de la evolución y la morfología de merontes o megalomerontes en los huéspedes aviares de *L. marchouxi* y *L. toddi*

Algunas especies de *Leucocytozoon* pueden ser transmitidas por más de una especie de mosca negra, y algunas especies de mosca negra pueden transmitir más de una especie de *Leucocytozoon* El rango geográfico del parásito transmitido, está limitado a la gama de vectores susceptibles, así como a otros factores de comportamiento ecológico

Al igual que con otras enfermedades y parásitos transmitidas por vectores, la transmisión de *Leucocytozoon* depende de la disponibilidad de vectores y la presencia apropiada de un número suficiente de gametocitos en la circulación periférica del huésped aviar para infectar a los vectores En zonas con climas templados, esto se logra a través de "Recaída de primavera" (Desser *et al*, 1968, Khan y Fallis, 1970b) Mientras que el anfitrión aviar se prepara ya sea para migración de primavera, para incubar sus huevos o para cuidar sus cría, se somete a cambios hormonales que inducen un aumento en el número de parásitos de la sangre circulante (Chernin, 1952; Barrow, 1963)

El comportamiento de los huéspedes aviares es una característica importante de la epizootiología de las infecciones con leucocytozoides Esto incluye los hábitos de nidificación y dormitorios, así como el comportamiento migratorio Algunas aves

que anidan en colonias tienen una mayor diversidad de hemoparásitos, incluyendo leucocytozoides (Tella, 2002) Las aves acuáticas migratorias (y otras especies de aves que también migran) están expuestas a una comunidad más diversa de especies de parásitos que se encuentran en especies no migratorias, y por lo tanto tienen un mayor riesgo de infección (Figuerola y Green, 2000)

La transmisión de leucocytozoides también depende en una serie de factores abióticos incluyendo condiciones ambientales favorables, especialmente la temperatura, las precipitaciones, humedad y la presencia o ausencia de cuerpos de agua Las corrientes de agua son necesarias para que la moscas negras pueda reproducirse (Adler *et al* , 2004), y este requisito a su vez influye en la transmisión de leucocytozoides.

2.2.3 b. Signos clínicos

Los signos clínicos de la leucocytozoonosis suelen ser inespecíficos y pueden no ser aparentes (Wobeser, 1997). Patos y gansos jóvenes son más susceptibles a la leucocytozoonosis y pueden morir dentro de un corto período de tiempo después de ser infectados. Los patitos pueden ser activos y normales por la mañana, enfermos y sin interés por la comida a media tarde, y estar muertos a la mañana siguiente (O'Roke, 1934). Las aves de edad avanzada pueden ser apáticas y perder su

desconfianza hacia los seres humanos, pero rara vez mueren de la enfermedad. La anemia es el signo clínico más importante (Maley y Desser, 1977). Otros signos son anorexia, letargo, dificultad para respirar y diarrea (Wobeser, 1997) Algunas aves presentan signos nerviosos tales como emoción marcada y convulsiones (O'Roke, 1934; Khan y Fallis, 1968)

2.2.3 c. Patogénesis

Tres especies de *Leucocytozoon* se reportan como patógenos para las aves silvestres, *L. simondi*, *L. marchouxii*, y *L. toddi* (Wobeser, 1997)

2.2.3 d. Diagnostico

Las infecciones por *Leucocytozoon* spp se pueden diagnosticar fácilmente mediante el examen de frotis sanguíneos teñidos y encontrando los gametocitos característicos Valkiūnas, (2005) ha proporcionado una excelente descripción del método de fabricación y tinción de frotis sanguíneos delgados Observando las características morfológicas y métricas de los gametocitos, el anfitrión involucrado, y mediante el uso de literatura descriptiva apropiada, la especie puede ser determinada.

El diagnóstico de leucocytozoonosis debe incluir observaciones de signos clínicos apropiados (especialmente anemia), la presencia de lesiones histológicas y la identificación de los gametocitos de *Leucocytozoon* spp en la sangre (Wobeser, 1997)

2.2.3 e. Preocupaciones a la salud pública

No hay problemas de salud pública, ya que *Leucocytozoon* solo infecta aves.

2.2.3 f. Impactos en las poblaciones de vida silvestre.

El impacto de leucocytozoonosis sobre las poblaciones de las aves silvestres no es claro. Como se mencionó anteriormente, tres especies (*Leucocytozoon simondi* en aves acuáticas, *L. marchouxii* en palomas y tortolitas, y *L. toddi* en rapaces) son motivo de preocupación, puede haber otras especies patógenas que no se reconocen como tales en este momento.

2.2.4 Trypanosoma

Los Trypanosomas pertenecen al Orden Sarcomastigophora y a la Familia Trypanosomatidae, clasificados dentro del género *Trypanosoma*. Este género presenta un fuerte pleomorfismo, que dificulta en gran medida el diagnóstico, en la actualidad se recurren a técnicas de cultivo e inmunológicas para una identificación más confiable (Nandi y Bennett, 1994).

Aunque se han descrito alrededor de 100 especies de tripanosomas de aves, la validez de muchas de estas especies ha sido cuestionada (Votýpka *et al*, 2002).

Trypanosoma avium se ha reportado en una amplia gama de aves y un número de especies de tripanosomas aviares son considerados como parte del “complejo *T. avium*”.

2.2.4 a. Morfología y ciclo de vida

Los tripanosomas aviares alcanzan dimensiones de 20- 60 µm de largo o más, dependiendo de la especie, son comúnmente alargados, y poseen un kinetoplasto generalmente alejado del extremo posterior, del cual se desprende un flagelo libre (Nandi y Bennett, 1994). Experimentalmente se ha demostrado que las especies de tripanosomas pueden infectar un amplio rango de hospederos. Sin embargo, en medio silvestre el parásito presenta cierto grado de especificidad, que posiblemente

se explica por la distribución del vector y preferencias alimenticias del mismo. Como vectores de los tripanosomas, han sido identificados los mosquitos culícidos, ceratopogónidos, simúlidos, las moscas hipoboscidas y los ácaros dermaníscidos (Apanius, 1991) Luego de la ingestión de sangre por parte del insecto vector, los tripanosomas cambian a la forma epimastigote -forma intermedia de maduración del parásito- en el intestino medio, se multiplican por fisión binaria y así pasan al intestino posterior. Una vez en el recto, continúan con su reproducción y finalmente se transforman en tripomastigote metacíclico (Levine, 1973) El ave adquiere el Trypanosoma ya sea por contaminación de laceraciones de la piel con materia fecal, o por ingestión del insecto vector (Apanius, 1991) Cuando el insecto infectado es ingerido, las formas tripomastigote metacíclicas penetran las membranas de boca y/o esófago y probablemente invaden el sistema linfático, desarrollándose formas más grandes, que luego aparecen en sangre (Levine, 1973) En el ave, es posible encontrar tripomastigote en sangre periférica y médula ósea (Molyneux, 1973).

2.2.4 b. Patología

Dada la baja parasitemia y ausencia de signos clínicos, se ha inferido que estos parásitos no son patogénicos (Apanius, 1991) Sin embargo, bajo condiciones experimentales, Molyneux *et al.*, (1983) demostraron patologías consistentes en esplenomegalia, miocarditis focal e hiperplasia linfóide

2.2.4 c. Diagnóstico

Los frotis sanguíneos deben ser examinados a fondo a bajo aumento para facilitar la detección de unos parásitos. Afortunadamente, el tamaño y la morfología distintiva de los parásitos se reconocen en medio de las células sanguíneas del anfitrión. La detección de organismos es ayudada además por la centrifugación de una muestra de sangre en un tubo capilar y el examen de la preparación de la capa leucocitaria (Bennett, 1962)

2.2.5 Microfilarias

Las filarias son nematodos parásitos altamente especializados de los tejidos y los espacios de los tejidos de aves, mamíferos, anfibios y reptiles, donde se requiere de técnicas microscópicas para diagnosticar a la larva del parásito. Se conocen alrededor de 160 especies en las aves. Las infecciones son probablemente mucho más comunes a lo que indica la literatura, sobre todo porque los gusanos adultos pueden ser muy difíciles de encontrar y por lo tanto a menudo no se buscan o estos y se pasa por alto en la necropsia. También, con notables excepciones, las filarias de las aves no son patógenas, e incluso entre los que son, pocos llaman la atención al provocar signos clínicos.

El ciclo de vida de todas las filarias implica un invertebrado hematófago como huésped intermediario (vector) que ingiere microfilarias (MF). Después de la liberación de la hembra adulta, la MF en general, entra en el torrente sanguíneo y llega a estar disponible a los vectores.

La clasificación moderna coloca a las filarias en la Superfamilia Filarioidea, Orden Spirurida, Suborden Spirurina (Anderson *et al* , 1974).

2.2.5 a. Etiología

Todos los géneros de las filarias de las aves se clasifican en la Familia Onchocercidae y se reconocen 16 géneros. Sólo *Pelecitus* tiene especies que parasitan tanto aves y huéspedes que no son aves, tales como marsupiales del Género *Macropus* sp y *Onychogalea* sp (Bartlett y Greiner, 1986, Jiménez-Ruiz *et al* , 2004, Clark *et al* , 2009) Se conocen aproximadamente 160 especies, basado principalmente en las descripciones de los gusanos adultos.

Las filarias adultas son nematodos blanquecinos delgados con una cutícula delgada. Por lo general miden 5-1 cm de longitud. Las hembras son generalmente más grandes que los machos (Atkinson *et al* , 2008).

2.2.5 b. Rango de hospederos y distribución

Un resumen de la distribución de las microfilarias en sus hospederos indica que 16 géneros atacan a 150 familias de aves (Howard y Moore, 1984). En este trabajo se indica que el género *Pelecitus*, es el más ampliamente distribuido con 17 reportes, seguido por *Chandlerella* en 13, y *Paronchocerca*, *Splendidofilaria* y *Cardiofilaria* en 11 reportes. También es evidente la cantidad de trabajo que queda por hacer con respecto a la ocurrencia de estos parásitos en la mayoría de las familias de las aves. Por ejemplo, la Familia Phasianidae ha recibido una cantidad considerable de

estudios debido a su importancia económica y parece contener la mayoría de géneros (8) Del mismo modo, las familias de aves que están bien representados en colecciones zoológicas y el comercio de mascotas tienen un gran número de géneros reportados. Por ejemplo, 7 géneros se han registrado en el Orden Psittacidae y 7 géneros han sido reportados tanto en el Orden Muscicapidae y Corvidae (Anderson y Bain, 1976)

2.2.5 c. Ciclo de Vida

El ciclo de vida de las microfilarias de las aves sigue el patrón estándar, que invariablemente implica un vertebrado que es el huésped definitivo y un invertebrado quien es el huésped intermediario, este último, es el vector. Los gusanos macho y hembra adultos, producen microfilarias en el huésped vertebrado que entran en la sangre del huésped o en la piel, tras la ingestión por un artrópodo hematófago, donde lleva a cabo el desarrollo de dos etapas larvarias hasta finalmente una tercera larva quien es la infecciosa. Aquí la larva en su fase infecciosa migra a la cabeza y piezas bucales de los artrópodos y, mientras que el artrópodo se alimenta, esta larva sale de estos lugares y entra en la piel herida de los vertebrados. En los vertebrados, el desarrollo continúa hasta una cuarta etapa larval y, finalmente, la quinta o etapa de desarrollo adulto (Anderson, 2000).

2.2.5 d. Vectores

Se conocen al menos 18 especies de filarias de aves transmitidas por piojos del Orden Phthiraptera y moscas del Orden Díptera, Familias Simuliidae, Culicidae y Ceratopogonidae. A nivel genérico, es evidente que las filarias de las aves pueden utilizar más de una familia u orden de vector (Atkinson *et al.*, 2008)

2.2.5 e. Signos clínicos

Poco se ha informado acerca de los signos clínicos de infecciones con filarias de las aves, ya que muy pocas especies son patógenas e incluso con aquellos, las infecciones son generalmente subclínica. Por otra parte, la enfermedad clínica, cuando se ha señalado, puede implicar sólo pocas aves. Los signos reportados incluyen disminución del peso corporal y aguda depresión en *Sarconema eurycerca*, hinchazón de las articulaciones y/o cojera en *Pelectus* spp la pérdida de la pluma en *Eulimdana clava*, y la tortícolis y ataxia progresiva con *C. quiscali* (Seegar, 1979, www.wildlifeinformation.org, Greve *et al.*, 1982, Paster, 1983; Allen *et al.*, 1985, Kummerfeld y Dauschies, 1989, Eslami, 1987; Gharagozlou, 1988; Pizarro *et al.*, 1994, Law *et al.*, 1993).

2.2.5 f. Patología

Las microfilarias son consideradas generalmente no patógenas, aunque hay excepciones. Las filarias de las aves pocas veces provocan enfermedades que manifiesten daño grave al tejido y sólo puede ser observado en necropsia. Los adultos de una especie de filaria de aves que son patógenos en una o más especies de aves pueden no ser patógenos en otras especies. Del mismo modo, una especie que es patógena en un ave individual puede no ser patógena en otras aves de la misma especie (Atkinson *et. al* , 2008).

2.2.5 g. Diagnóstico

Es importante utilizar técnicas apropiadas para buscar microfilarias. La muestra debe ser examinada mediante microscopía utilizando un microscopio compuesto con una lente de objetivo 10X o modificación mayor. Es importante la adición de un colorante vital (azul brillante de cresyl o Giemsa).

2.2.5 h. Inmunidad

Muy poco se sabe sobre la inmunidad de las aves silvestres en el contexto de infecciones por microfilarias (Anderson y Bartlett, 1994).

2.2.5 i. Preocupaciones a la salud pública y animales domésticos

Hay pocas preocupaciones a la salud animal doméstica y la salud pública, ya que no hay asociaciones conocidas con filarias de las aves silvestres, además la posibilidad ha sido poco estudiada.

2.2.5 j. Impactos en las poblaciones silvestres

Poco se sabe sobre el impacto de las filarias en las poblaciones de las aves silvestres, además este aspecto de su biología ha sido poco estudiado. Incluso con *S. eurycerca*, que es el patógeno mejor conocido entre todas las filarias de aves.

La conclusión general es que "este parásito no ha recibido estudio suficiente para su completa gama de huéspedes, su frecuencia relativa de ocurrencia en diferentes especies, o su significado como factor de mortalidad de aves silvestres" (Cole, 1999). Aunque no está dentro del grupo de protozoarios, por lo tanto no estaba comprendido en el objetivo central de esta investigación, su reporte es un punto relevante para el avance de esta ciencia y así lograr un mejor conocimiento de este parásito y su prevalencia en Panamá con miras a satisfacer la falta de conocimiento mundial.

3. Objetivos

3.1 Objetivo General:

Determinar la presencia de parásitos protozoarios sanguíneos en aves migratorias y residentes en los manglares y zonas boscosas de Punta Galeta, Provincia de Colón, Panamá.

3.2 Objetivos Específicos:

Evaluar la prevalencia de hemoparásitos protozoarios en especies de aves capturadas en los manglares y zonas boscosas de Punta Galeta, Colón

Identificar los diferentes géneros de hemoparásitos protozoarios de aves capturadas en los manglares y zonas boscosas de Punta Galeta, Colón

Indicar si los endoparásitos encontrados en las diferentes muestras son posibles causantes de zoonosis y antropozoonosis.

4. Metodología

4.1 Área de Estudio.

Nuestro estudio se realizó en los bosques de manglar de Punta Galeta, cerca de las instalaciones de los Laboratorios Marinos del Instituto Smithsonian de Investigaciones Tropicales (9° 24'18" N, 79° 51'48,5" O), ubicado en la costa caribeña de Panamá, a unos ocho kilómetros al noreste de la ciudad de Colón (Fig 1)

La Provincia de Colón está situada en la parte norte y central del istmo de Panamá

Los Límites de Punta Galeta son:

Norte Mar Caribe

Sur. Terrenos de los proyectos CEMIS, AIC y el Ferrocarril de Panamá

Este Isla Margarita y el Puerto de Evergreen (CCT).

Oeste. Isla Peña Guapa, Isla Samba Bonita, Barriada 11 de octubre y Cativa.

Punta Galeta posee una superficie de 617 hectáreas con más de 6,964 27 m² de bosque de pantano y ecosistemas costeros

Dentro de Punta Galeta utilizamos dos sitios para muestreo, uno ubicado dentro de los Bosques de Manglar, en el sendero La Costanera (Fig. 2), cubierto principalmente

Detección de protozoarios parásitos en aves residentes y migratorias de los manglares y zonas boscosas de Punta Galeta – Colón, Panamá.

de mangle negro (*Avicennia germinans*); y otro ubicado en el sendero Largo Remo, dentro del Bosque Húmedo Tropical (Fig 3)

Detección de protozoarios parásitos en aves residentes y migratorias de los manglares y zonas boscosas de Punta Galeta - Colón, Panamá.

4.2 Captura de Aves.

Para la captura de las aves utilizamos 20 redes de niebla (12,0m x 2, 6m y ojo de malla de 36 mm) con cuatro bolsas, color negro y de nylon (Ralph *et al.*, 1996) (Fig. 8 y 9) Las redes estuvieron ubicadas a lo largo de un transecto que cruzaba la estación y estaban separados al menos por 150m. Cada sitio estaba identificado por un número exclusivo (de dos dígitos como máximo). Las redes estuvieron abiertas durante 10 a 11 horas por día (entre 06 00 a.m. a 5:00 p.m.) El esfuerzo de muestreo fue de 600h / (20) redes / mes que comprendió un periodo de 4 meses, es decir, una gira por mes a los Laboratorios Marinos de Punta Galeta, que abarcaron 3 noches y 4 días

Cada individuo capturado era identificado hasta especie, se determinó si el ave era juvenil o adulta y se determinó el sexo en la medida de lo posible

Para verificar si la masa corporal se veía afectada por la presencia o ausencia de parásitos se tomaron datos de medida de la cuerda alar y masa corporal, según (Pyle, 1997, www.birdpop.org)

El sistema de clasificación de edades presentado en este estudio está basado en el utilizado por el Bird Banding Laboratory del U. S Fish and Wildlife Service (Estados Unidos) y la Bird Banding Office del Canadian Wildlife Service (Canadá) (CWS y USFWS, 1991).

4.3 Toma de muestras de sangre.

Las muestras de sangre fueron colectadas utilizando agujas 26G 3/8 Intradermal con las cuales se pinchaba suavemente la vena ulnar ubicada debajo del ala del animal (Fig 10 y 11), una vez se mostraba exposición de sangre se colocaba un capilar, con el cual se colectaba la sangre y se colocaba una pequeña gota del fluido en uno de los lados de un portaobjeto limpio, cerca de la orilla, entonces se tomaba otro portaobjeto limpio y en un ángulo de 30 a 40 grados se hacía contacto con la gota de sangre y se extendía sobre la superficie del primer portaobjeto rápidamente y de forma uniforme, de tal manera que se formara una capa de sangre delgada para examen hematológico, con una buena “cola” Se dejaba secar al aire, se fijaba con metanol (5 %) durante tres a cinco minutos y se colocaba en un recipiente conteniendo silica gel

Para la fijación de estas muestras se utilizó la Técnica de Giemsa, en donde se sumergieron las placas con los frotis en la solución de Giemsa durante 30 a 40 minutos. La tinción de Giemsa para hemoparásitos, es un método habitual para el examen de frotis sanguíneos y otro tipo de muestras biológicas. Ya teñidas las placas con dicha solución, se colocaron sobre papel toalla para dejarlos secar y luego lavadas con abundante agua destilada (Argumedo, 1997)

Finalmente, las aves fueron liberadas en el mismo sitio de captura después del procedimiento antes señalado

4.4 Análisis de las muestras sanguíneas.

Las placas fueron llevadas al Laboratorio de Microscopia Electrónica y Confocal del Instituto Smithsonian de Investigaciones Tropicales (STRI) en Ancón, edificio Tupper. Utilizamos un Microscopio Nikon ECLIPSE E600 con una cámara incorporada marca Nikon DS-R11, un objetivo de 100X con apertura numérica de 1.30 y aceite de inmersión (Fig. 12).

Para el diagnóstico de hemoparásitos se empleó el protocolo sugerido por Rodríguez y Matta, (2001), brevemente las muestras fueron examinadas, primero en baja magnificación (100x) por un periodo de diez minutos. Una vez finalizado este tiempo, se llevó a cabo el examen en mayor aumento, en 1000X para la búsqueda de parásitos intracelulares por un período mínimo de 25 minutos. El cálculo del tiempo y campos observados en el laboratorio permiten sugerir un promedio de 200 a 220 campos observados en mayor aumento por lámina. Aquellas láminas que resultaron positivas fueron reexaminadas por un período de 10-20 minutos adicionales, para poder observar un mayor número de parásitos. Las formas parasitarias se fotografiaron.

4.5 Análisis Estadísticos.

La prevalencia de infección fue calculada según Bush *et al* , (1997).

Se realizó una curva de acumulación de especies, para conocer si el muestreo era aceptable

Para verificar si la masa corporal se veía afectada por la presencia o ausencia de parásitos utilizamos una Prueba t, la cual fue verificada utilizando la Prueba de Mann-Whitney

Para comparar la diversidad de aves entre los sitios de muestreo, Bosque de Manglares y Bosque Húmedo Tropical utilizamos una Prueba t de Hutchinson para el índice de Shannon

La diversidad de aves según la estación del año (seca o lluviosa), se comparó mediante una Prueba t de Hutchinson para el índice de Shannon La diversidad de parásitos según el tipo de bosque también fue analizada mediante Prueba t de Hutchinson para el índice de Shannon

Para conocer si la cantidad de parásitos era similar o no durante las estaciones del año utilizamos una Prueba de Mann-Whitney. De igual manera se comparó la

Detección de protozoarios parásitos en aves residentes y migratorias de los manglares y zonas boscosas de Punta Galeta – Colón, Panamá.

cantidad de parásitos para ambos tipos de bosque, utilizando la Prueba de Mann-Whitney.

Para conocer si alguna de las especie de parásito presentaba afinidad o se encontraba en mayor proporción en alguno de los huéspedes, realizamos una prueba de Kruskal-Wallis.

El programa utilizado en estos análisis estadísticos fue Jump (JMP 11)

5. Resultados

Un total de 456 frotis de sangre extraídas de 231 individuos de aves, comprendidos en 49 especies, dentro de 17 familias y cinco órdenes, fueron examinadas microscópicamente durante nuestro estudio. De las especies capturadas, 37 son especies residentes (que crían en Panamá) y 12 son migratorias (que crían en Norteamérica)

Los resultados parasitológicos se resumen en la Tabla 1. Como se puede observar, 26 frotis u 11.26% de las muestras, se encontraron positivas para protozoarios parásitos de la sangre. El más común de los parásitos encontrados, el *Plasmodium* (6.06%) de las muestras analizadas (Fig. 13 y 14), seguido de *Haemoproteus* (3.03%) (Fig. 15), *Leucocytozoon* (1.30%), (Fig. 16) *Trypanosomas* (0.87%), (Fig. 17). Además, en esta investigación que buscaba encontrar parásitos en sangre, encontramos una microfilarias pertenecientes a los helmintos con (0.43%), (Fig. 18)

Punta Galeta alberga al menos 129 especies de aves (ANAM, 2000), para nuestro estudio capturamos 49 especies, consideramos que el muestreo fue satisfactorio, ya que al realizar una curva de rarefacción de especies se observa que a medida que aumentaron los días de muestreo, aumentó la frecuencia acumulada de individuos

Detección de protozoarios parásitos en aves residentes y migratorias de los manglares y zonas boscosas de Punta Galeta – Colón, Panamá.

capturados y que luego llegó a un punto donde las capturas alcanzaron un equilibrio o se mantuvieron constante (Fig. 19 y 20)

Para determinar si había o no diferencias en la diversidad de aves registradas entre el Bosque Húmedo Tropical y el Bosque de Manglar se utilizó una Prueba t de Hutchinson para el índice de Shannon $t_{(0.05, 2)} = 1.781$, g.l. = 215.26, $p = 0.076316$ $H'_{\text{Tropical}} = 3.108 \pm 0.0044179$, $H'_{\text{Manglar}} = 2.921 \pm 0.0070091$ y la misma indicó que no hubo diferencia en la diversidad registrada entre el Bosque Húmedo Tropical y el Bosque de Manglar (Fig. 21)

De igual manera se realizó una curva de rarefacción de géneros de los parásitos, donde se observa que a medida que aumentaron los días de muestreo, aumentó la frecuencia acumulada de parásitos llegando a un punto donde los resultados se mantuvieron constantes (Fig. 22) Se evaluó la diversidad de géneros de parásitos por estación del año mediante una Prueba t de Hutchinson para el índice de Shannon: $t_{(0.05, 2)} = 0.87623$, g.l. = 28.9, $p = 0.38813$ $H'_{\text{Lluviosa}} = 1.437 \pm 0.029473$, $H'_{\text{Seca}} = 1.195 \pm 0.03094$ y no se encontró diferencia significativa en la diversidad registrada entre estación lluviosa y seca (Fig. 23) Verificamos los resultados anteriores utilizando una Prueba de Wilcoxon/Kruskal-Wallis (Suma de rangos) ($Z = 1.48578$, $n_1 = 9$, $n_2 = 4$, $p = 0.1373$), de igual manera se indica que no hay diferencias

Detección de protozoarios parásitos en aves residentes y migratorias de los manglares y zonas boscosas de Punta Galeta – Colón, Panamá.

significativa. La diversidad de géneros de parásitos es similar durante las estaciones del año (Fig. 24)

La diversidad de parásitos entre Bosque Húmedo Tropical y Bosque de Manglar se midió mediante una Prueba t de Hutchinson para el índice de Shannon: $t_{(0.05, 2)} = -0.29189$, g.l. = 12.681, $p = 0.77509$, $H'_{\text{Tropical}} = 1.235 \pm 0.016645$, $H'_{\text{Manglar}} = 1.494 \pm 0.060023$, donde se indica que no hay diferencia significativa en la diversidad registrada entre el Bosque Húmedo Tropical y el Bosque de Manglar (Fig. 25). Se realizó una Prueba de Wilcoxon/Kruskal-Wallis (Suma de rangos) ($Z = -0.93969$, $n_1 = 5$, $n_2 = 8$, $p = 0.3474$) para ver si había diferencia en la diversidad registrada entre los parásitos según tipo de bosque, esta prueba indicó que no hay diferencia significativa. La diversidad de parásitos es similar en ambos tipos de bosque (Fig. 26).

Una prueba de ANOVA DBA, muestra que sí existe diferencia en la cantidad de parásitos por tipo de parásito ($F_{0.05} = 3.9750$, g.l. = 4, $p = 0.0280$). La prueba de comparación de media t de Student muestra que *Plasmodium* es el parásito que se encuentra en mayor proporción, mientras que las *Microfilarias* se encuentran en menor cantidad (Fig. 27).

Detección de protozoarios parásitos en aves residentes y migratorias de los manglares y zonas boscosas de Punta Galeta – Colón, Panamá.

De igual manera existe diferencia entre las estaciones del año y el tipo de bosque ($F_{0.05} = 4.9375$, $g.l = 3$, $p = 0.0185$), el estadístico muestra que durante la estación seca en el bosque tropical hubo mayor número de parásitos, pero en la misma estación en bosque de manglar no se encontró una gran cantidad de parásitos (Fig. 28)

Entre las aves residentes capturadas, las Familias Tyrannidae, Parulidae y Thamnophilidae fueron las más frecuentes. Del total de aves capturadas, el 24.49% fueron migratorias neotropicales, de estas, *Parkesia noveboracensis* fue la especie más abundante con una captura en las redes del 9.09% ($n=21$), y que sólo registró un 0.87% de presencia de parásitos en sangre.

Por otro lado, *Catharus ustulatus*, de la Familia Turdidae, con una captura del 2.60% ($n=6$), presentó una prevalencia del 1.30%. Se detectaron parásitos tales como, *Plasmodium* sp, *Haemoproteus* sp, y *Trypanosoma* sp. Para verificar si la masa corporal se veía afectada por la presencia o ausencia de parásitos utilizamos una Prueba t ($t_{(0.05, 2)} = 1.491202$, $P = 0.2392$), la cual indicó que no hay diferencia significativa entre el peso de las aves parasitadas y no parasitadas (Fig. 29).

De las especies residentes, *Dendrocicla fuliginosa* de la Familia Dendrocolaptidae, con una captura en redes de niebla de 3.74% ($n=12$), presentó una prevalencia de

Detección de protozoarios parásitos en aves residentes y migratorias de los manglares y zonas boscosas de Punta Galeta – Colón, Panamá.

2.16% de parásitos en sangre tales como, *Plasmodium* sp , *Haemoproteus* sp Para verificar si la masa corporal era distinta en aves con parásitos y aves sin parásitos utilizamos una Prueba t ($t_{(0.05, 2)} = 0.711148$, $g.l = 7.20729$, $p = 0.4994$), la cual indicó que no existe diferencias significativas (Fig 30).

Para conocer si había diferencias en el peso de las aves parasitadas y no parasitadas de forma general en este estudio, se utilizó la Prueba de Mann-Whitney, la cual indicó que estadísticamente no existe diferencias entre el peso de las aves parasitadas y las no parasitadas, ($U = 1.77526$, $n = 26$, $n = 199$, $P = 0.0759$), (Fig 31).

Para este estudio reportamos la presencia de una *Microfilaria* del grupo de los helmintos, encontrada en *Xiphorhynchus susurrans*, de la Familia Dendrocolaptidae

En cuanto a las aves infectadas encontradas para este estudio, podemos indicar basados en la revisión bibliográfica, que estos endoparásitos no presentan riesgos para la salud de los seres humanos Tanto las especies de *Haemoproteus* y *Plasmodium* de aves no infectan a los seres humanos y las aves infectadas no presentan riesgos para la salud de los seres humanos. En cuanto a *Leucocytozoon*, no hay problemas de salud pública, ya que solo infectan aves (Atkinson *et al* , 2008)

6. Discusión

La prevalencia de parásitos en sangre de aves silvestres residentes y migratorias que habitan los bosques de manglar en Punta Galeta fue del 11.26%. Este valor es bastante menor que la prevalencia de hematozoa en la avifauna de regiones del Neártico donde se han reportado promedios de hasta 37.0% (Greiner *et al*, 1975, White *et al*, 1978). Esta prevalencia también está por debajo de la prevalencia reportada en regiones vecinas como las islas del Caribe, específicamente en Puerto Rico, quienes reportan aproximadamente un 30.0% de positividad a hemoparásitos gracias a métodos moleculares con alta sensibilidad, esto les ha permitido brindar identificación de parásitos con linajes únicos en aves con infecciones de una intensidad muy baja (Fallon *et al*, 2003).

Sin embargo, nuestros resultados no son significativamente diferente de otros estudios realizados en regiones tropicales tales como en Colombia, donde Bennett y Borrero en 1976, reportaron un 7.1% de positividad, mientras que Rodríguez y Matta (2001), reportan un 15.9%, Valkûnas *et al*, (2003), reportan al menos un 7.8%, en otros países neotropicales como Jamaica, Woodworth – Lynas *et al*, (1989), reportan un 8.0%; Young *et al*, (1993), estudiaron aves silvestres en el área de conservación Monteverde, en donde muestrearon 479 especímenes, de los cuales

Detección de protozoarios parásitos en aves residentes y migratorias de los manglares y zonas boscosas de Punta Galeta – Colón, Panamá.

51 (10.65%) se encontraban infectados por hemoparásitos, también para Costa Rica Valkiūnas *et al* , en el 2004, reportan un 12.4% de prevalencia

Es interesante notar que los únicos estudios realizados en Panamá sobre parásitos en la sangre de aves silvestres datan de hace aproximadamente 45 años. A ese respecto, Galindo y Sousa, (1966) reportaron un 25.5% de prevalencia, mientras tanto Huff y Wetmore, (1967) reportan un 17.49%, de igual manera Sousa y Hernan (1982) reportan un 18.0% en aves estudiadas en diferentes sitios de Panamá. En todos estos casos el número de muestras era mayor a mil individuos capturados y analizados. Al igual que en nuestro estudio, estas investigaciones reportaron la presencia de parásitos sanguíneos del grupo de *Haemoproteus*, *Plasmodium*, microfilarias, Trypanosomas y *Leucocytozoon*

Varías son las razones, además de la biología de las aves neotropicales, con la que se podría explicar el porcentaje de prevalencia encontrada en este trabajo. La relación directa entre la prevalencia del parásito y la temporada de lluvias, época de cría y las condiciones hormonales, son algunos factores que han sido reportado (Young *et al* , 1993). La baja prevalencia de hematozoarios en nuestra muestra de aves silvestres puede ser una mezcla de factores: uno es que la mayoría de las aves, (67.0%) fueron capturados durante la estación seca, entre los meses de enero y principios de mayo, antes de la proliferación de los mosquitos y otros vectores; la segunda es que sólo el

Detección de protozoarios parásitos en aves residentes y migratorias de los manglares y zonas boscosas de Punta Galeta – Colón, Panamá.

15% de las aves estaban criando, por lo tanto, había un menor número de individuos susceptibles a vectores que pican.

La baja prevalencia de Leucocytozoonosis puede estar dada debido a que se presenta principalmente en los miembros de la Familia Anatidae (patos, gansos y cisnes) y Columbidae (palomas y tórtolas), y son menos común en los miembros de la Familia Accipitridae (gavilanes, águilas y elanios) y Falconidae (halcones y caracarás) (Atkinson *et al.*, 2008)

Nuestro estudio no tiene capturas considerables de estos grupos de aves. Además la transmisión de leucocytozoides también depende en una serie de factores abióticos incluyendo condiciones ambientales favorables, especialmente la temperatura, las precipitaciones, humedad, y la presencia o ausencia de cuerpos de agua. Las corrientes de agua son necesarias para que las moscas negras, que funcionan como vectores puedan reproducirse (Adler *et al.*, 2004), y este requisito a su vez influye en la transmisión de leucocytozoides. Por ejemplo, la prevalencia de *L. simondi* en aves acuáticas es menor en los años de sequía que en años normales en Canadá occidental (Bennett *et al.*, 1981)

Para Panamá, el 2009 fue el último año en que el fenómeno del Niño provocó la prolongación de la estación seca (ANAM – ARAP, 2013), (ver Fig 32), a esto hay que

Detección de protozoarios parásitos en aves residentes y migratorias de los manglares y zonas boscosas de Punta Galeta – Colón, Panamá.

recordar que el clima de Galeta es seco de diciembre a marzo, con lluvias entre los meses de abril y noviembre

Dos individuos de 231 aves examinadas, resultaron positiva a la presencia de *Trypanosoma sp*, esto representa un porcentaje de 0.87%, un valor muy parecido a los obtenidos por Galindo y Sousa, (1966), en Bocas del Toro, el cual fue de 1.68% (61 aves infectadas de 3,634 examinadas). Estos resultados coinciden con lo expuesto por Apanius (1991), quien indica que hay una baja parasitemia en aves silvestres

En este estudio se reporta la presencia de una microfilaria del grupo de los helmintos en sólo un individuo de 231 aves examinadas, es decir, un 0.43% Galindo y Sousa, (1966) reportaron para la comunidad de Almirante, Bocas del Toro un 6.16% de prevalencia para este parásito en 224 aves silvestres de un total de 3,634 aves examinadas. López *et al*, 2011, reportan por primera vez para Panamá *Pelecitus helcinus* (Moln) en un gorrión piquinaraja (Orange-billed Sparrow) (*Arremon aurantirostris*, Emberizidae), en Aguas Claras, Provincia de Colón, encontraron 27 nemátodos en el tejido subcutáneo de la articulación tibio-tarsal y dedos. A pesar que *P. helcinus* tiene una distribución cosmopolita en las Américas, éste es el primer reporte de *A. aurantirostris* como hospedero de este parásito y primera vez que se reporta el género *Pelecitus* para Panamá. La frecuencia de

Detección de protozoarios parásitos en aves residentes y migratorias de los manglares y zonas boscosas de Punta Galeta – Colón, Panamá.

parasitismo que se determinó en *A. aurantiostris* (49 especímenes examinados) fue de solo 2 0%

Lo cierto es que hay poca información sobre el impacto de las filarias en las poblaciones de las aves silvestres, además este aspecto de su biología ha sido poco estudiado. Incluso con *S. eurycerca*, que es el patógeno mejor conocido entre todas las filarias de aves. La conclusión general es que "este parásito no ha recibido estudios suficientes para su completa gama de huéspedes, su frecuencia relativa de ocurrencia en diferentes especies, o su significado como factor de mortalidad de aves silvestres" (Cole, 1999). Como las microfilarias sólo pueden identificarse cuando se asocia con los gusanos adultos de las filarias y ningún adulto de filaria fue colectado para este estudio, estos parásitos no pueden ser identificados (Bennett *et al*, 1991)

Aunque no está dentro del grupo de protozoarios, por lo tanto no estaba comprendido en el objetivo central de esta investigación, su reporte es un punto relevante para el avance de esta ciencia y así lograr un mejor conocimiento de este parásito y su prevalencia en Panamá con miras a satisfacer la falta de conocimiento mundial.

Detección de protozoarios parásitos en aves residentes y migratorias de los manglares y zonas boscosas de Punta Galeta – Colón, Panamá.

Nuestro estudio indicó que no existe diferencias significativas entre la masa corporal de los individuos infectados con parásitos sanguíneos, estos resultados son bastante parecidos a los estudios realizados por Bennett *et al*, (1988), donde determinaban la influencia de los parásitos sanguíneos en la masa corporal de aves passeriformes y donde concluyeron que no había ningún tipo de interacción discernible de alguno de los géneros de parásitos sanguíneos en el peso corporal de las aves. De igual manera Ashford, (1971) no encontró correlación entre la presencia de hemoparásitos y la cantidad de grasa en las aves migratorias. Sin embargo, Peirle, (1984) sugiere que la presencia de ambos *Leucocytozoon sp* y *Haemoproteus sp*, en una paloma de Zambia dio lugar a una reducción de la masa corporal. Esta combinación de parásitos en un mismo individuo no se presentó para este estudio.

La mayor prevalencia de parásitos sanguíneos para este estudio se reporta en las Familias Turdidae, con una prevalencia del 130% y Dendrocolaptidae, que presentó una prevalencia de 216%. Estos grupos de aves normalmente ocupan la cavidad de colonias o nidos (Hilty y Brown, 1986). En Panamá, aún no se han descrito los nidos de varias especies, aquellos que se conocen casi siempre se encuentran en hendeduras y grietas en los troncos y ramas de árboles, a menudo detrás de un trozo de corteza seca (Ridgely y Gwynne, 2005). Estos nidos con frecuencia soportan grandes poblaciones de ácaros, garrapatas, pulgas y otros artrópodos que

Detección de protozoarios parásitos en aves residentes y migratorias de los manglares y zonas boscosas de Punta Galeta – Colón, Panamá.

se alimentan de la sangre de las aves que ocupan estos nidos. Estos artrópodos son relativamente sedentarios, y puedan servir como vectores potenciales de estos hemoparásitos (Kirkpatrick y Smith, 1988, Bennett y Peirce, 1989).

Es importante mencionar que durante nuestro estudio no observamos aves con características tales como: anemias, letargo, anorexia, plumas dañadas, crestas pálidas, excrementos verdes, diarrea, y parálisis parcial o total, como menciona Garnham, (1966) para aves infectadas con algún tipo de parásito sanguíneo.

Según Bennett *et. al*, (1981 y 1993) indican que hay muy pocos informes de la mortalidad causadas por parásitos sanguíneos en aves silvestres. En parte, esto se debe sin duda al hecho de que, mientras que las aves domésticas y de zoológicos son monitoreadas constantemente en condiciones en las que se ven fácilmente pájaros muertos, los cadáveres de aves pequeñas (o cualquier otro animal pequeño) se encuentran raramente en la naturaleza, ya que los animales carroñeros en la naturaleza eliminan rápidamente todos los cadáveres.

Los endoparásitos encontrados en las diferentes muestras no poseen riesgo a la salud humana, es decir, no son posibles causantes de antropozoonosis.

Detección de protozoarios parásitos en aves residentes y migratorias de los manglares y zonas boscosas de Punta Galeta – Colón, Panamá.

En cuanto a la metodología utilizada para la identificación de los parásitos, en la actualidad, parece aconsejable utilizar tanto técnicas moleculares y morfométricas tradicionales (microscopio), como se utilizó en este estudio y como lo ha sugerido Sehgal *et al.*, (2006) y Martinsen *et al.*, (2006)

Finalmente podemos decir que la interpretación de los resultados hematológicos es más eficaz cuando se conocen las características de una especie en particular

Lamentablemente, estos hechos básicos no son conocidos para la mayoría de las especies de aves, lo que requiere la extrapolación de los conocimientos de las características de las especies de aves domésticas y que son relativamente pocos, limitados a especies consideradas importantes por razones económicas o por disposición de las aves o por la dificultad técnica en la captura de una población homogénea y significativa de las especies de aves (Clark *et al.*, 2009)

7. Conclusiones

La prevalencia de parásitos en sangre de aves silvestres residentes y migratorias que habitan los bosques de manglar en Punta Galeta fue del 11.26%

Las Familias Tyrannidae, Parulidae y Thamnophilidae fueron las más capturadas en las redes de niebla.

Catharus ustulatus, de la Familia Turdidae, es la especie migratoria con mayor prevalencia de parásitos, 1.30%

De las especies residentes, *Dendrocicla fuliginosa* de la Familia Dendrocolaptidae, fue quien presentó una mayor prevalencia de parásitos en sangre 2.16%.

En nuestro estudio la mayor prevalencia de hemoparásitos se observa en *Plasmodium* spp. con un 6.06%, seguido de *Haemoproteus* sp con un 3.03%, *Leucocytozoon* sp. 1.30%

Obtuvimos una prevalencia de 0.87% para *Trypanosoma* sp. y de 0.43% para microfilarias

Detección de protozoarios parásitos en aves residentes y migratorias de los manglares y zonas boscosas de Punta Galeta – Colón, Panamá.

En cuanto a las aves infectadas encontradas para este estudio, podemos indicar que estos endoparásitos no presentan riesgos para la salud de los seres humanos

8. Recomendaciones

Realizar un inventario biológico de los posibles vectores (mosquitos, moscas, jejenes) que habitan y se reproducen en Punta Galeta.

Realizar estudios utilizando técnicas moleculares, PCR, a fin de conocer las especies de los géneros presentados en este estudio y aumentar la sensibilidad del diagnóstico parasitológico

Aumentar la cantidad de muestra de aves para tratar de capturar una mayor cantidad y diversidad de parásitos

Realizar un entrenamiento previo en laboratorio especializado, para el diagnóstico de las muestras

Realizar muestreo en otros sitios, parques y reservas forestales de todo el país, a fin de tener conocimiento general de la parasitología de las aves de Panamá.

Realizar estudios puntuales en parásitos tales como Microfilarias y Trypanosomas, ya que hay muy poca información de estos grupos.

9. Literatura Citada

ACTON, H W y KNOWLES, R. 1914. Studies on the *Halteridium* parasite of the pigeon *Haemoproteus columbae*, Celli & San Felice. *Indian Journal of Medical Research* 1 663–690

ADIE, H A. 1915. The sporogony of *Haemoproteus columbae*. *Indian Journal of Medical Research* 2 671–680.

ADIE, H A. 1924 The sporogony of *Haemoproteus columbae* *Bulletin Societe Pathologie Exotique* 1 605–613.

ADLER, P. H, CURRIE, D C y WOOD, D. M 2004 The black flies (Simuliidae) of North America Cornell University Press, Ithaca, NY.

AHMED, F. E y MOHAMMED, A. H 1978 *Haemoproteus columbae* Course of infection, relapse and immunity to reinfection in the pigeon. *Zeitschrift für Parasitenkunde* 57·229–236.

AKIBA, K. 1960 Studies on *Leucocytozoon* disease of chickens. II On the transmission of *L. caulleryi* by *Culicoides arakawae* (in Japanese) *Japanese Journal of Veterinary Science* 22. 309 317.

ALLANDER, K. y BENNETT, G F 1995. Prevalence and intensity of haematozoa infection in a population of Great Tits (*Parus major*) from Gotland, Sweden *Journal of Avian Biology* 25 69–74.

ALLEN, J. L., KOLLIAS, G. V., GREINER, E. C y BOYCE, W. 1985. Subcutaneous filariasis (*Pelecitus* sp.) in a yellow-collared macaw (*Ara auricollis*). *Avian Diseases* 29·891–894.

ALTENBURG, W y VAN SPANGE, T. 1989 Utilization of mangroves by birds in Guinea – Bissav *Ardea* 77 57-74

ANAM, 2000 Plan de Manejo del Paisaje Protegido Isla Galeta pp 5 – 49

(ANAM – ARAP) Autoridad Nacional del Ambiente y Autoridad de los Recursos Acuáticos de Panamá 2013 Manglares de Panamá. Importancia, mejores prácticas y regulaciones vigentes. ARAP (Panamá)

Detección de protozoarios parásitos en aves residentes y migratorias de los manglares y zonas boscosas de Punta Galeta – Colón, Panamá.

ANDERSON, R. C., CHABAUD, A. G y WILMOTT, S 1974 Key 1, General Introduction, Glossary of Terms, and Keys to Subclasses, Orders and Superfamilies. *CIH Keys to the Nematode Parasites of Vertebrates* 1:1-17

ANDERSON, R. C. 2000 *Nematode Parasites of Vertebrates, Their Development and Transmission*, 2nd ed CABI Publishing, Oxon, UK.

ANDERSON R. C y BAIN, O. 1976. Keys to genera of the order Spirurida. Part 3 Diplostriaenoidea, Aprocotoidea and Filarioidea In *CIH Keys to the Nematode Parasites of Vertebrates*, R. C. Anderson, A. G Chabaud, and S. Willmott (eds) 3.59-116 Commonwealth Agricultural Bureaux, Farnham Royal, WK.

ANDERSON, R. C. y BARTLETT, C M. 1994 Ephemerality and reproductive senescence in avian filarioids *Parasitology Today* 10 33-35

APANIUS, V. 1991 Avian trypanosomes as models of hemoflagellate evolution. *Parasitology Today* 7 87-90

ARGUMEDO, R. L. 1997. Manual de técnicas para preparar y estudiar los parásitos de animales silvestres. A. G T Editor, S.A. Primera Edición, México. pp 42

ASHFORD, R. W. 1971 Blood parasites and migratory fat at Lake Chad. *Ibis* 113 100-101.

ATKINSON, C. T, GREINER, E C. y FORRESTER, D J. 1986. Pre-erythrocytic development and associated host responses to *Haemoproteus meleagridis* (Haemosporina. Haemoproteidae) in experimentally infected domestic turkeys *Journal of Protozoology* 33 375-381

ATKINSON, C. T., FORRESTER, D. J y GREINER, E C. 1988 Pathogenicity of *Haemoproteus meleagridis* (Haemosporina. Haemoproteidae) in experimentally infected domestic turkeys. *Journal of Parasitology* 74.228-239

ATKINSON, C. T. y VAN RIPER, C III. 1991 Pathogenicity and epizootiology of avian hematozoa: *Plasmodium*, *Leucocytozoon*, and *Haemoproteus*. In *Bird-parasite interactions: ecology, evolution and behavior* (ed. J E Loye & M. Zuk), pp 19- 48 Oxford University Press

ATKINSON, C T 1991 Sporogonic development of *Haemoproteus meleagridis* (Haemosporina: Haemoproteidae) in *Culicoides edeni* (Diptera: Ceratopogonidae) *Canadian Journal of Zoology* 69:1880-1888.

Detección de protozoarios parásitos en aves residentes y migratorias de los manglares y zonas boscosas de Punta Galeta – Colón, Panamá.

ATKINSON, C. T, DUSEK, R. J y LEASE, J. K. 2001 Serological responses and immunity to superinfection with avian malaria in experimentally-infected Hawaii Amakahi. *Journal of Wildlife Diseases* 37 20–27

ATKINSON, C. T, THOMAS, N. J y HUNTER, D. B. 2008 Parasitic Diseases of Wild Birds. Wiley – Blackwell Edition first. New Delhi, India. pp 595

AVERBECK, C. 1992 Haematology and blood chemistry of healthy and clinically abnormal Great Black-Backed Gulls (*Larus marinus*) and Herring Gulls (*Larus argentatus*). *Avian Pathology* 21 215–223

BARROW, J. H. 1963 Behavioral factors in relapse of parasitic infections *Proceedings of the First International Conference on Wildlife Diseases*, pp 61–64

BARTLETT, C. M. y GREINER, E. C. 1986. A revision of *Pelecitus* Railliet and Henry, 1910 (Filarioidea: Dirofilarinae) and evidence for the “capture” by mammals of filarioids from birds *Bulletin du Museum Nationale d'Histoire Naturelle, Paris*, 4e ser., sec. A, 8 47–99.

BEADELL, J. S y FLEISCHER, R. C. 2005 A restriction enzyme-based assay to distinguish between avian haemosporidians *Journal of Parasitology* 91 683–685

BELTRÁN, E. y PARDINAS, A. 1953 Los protozoarios sanguíneos de las aves mexicanas. *Mem. Cong. Cien. Mex.* 7: 117-138.

BENNETT, G. E. 1962. The hematocrit centrifuge for laboratory diagnosis of hematozoa *Canadian Journal of Zoology* 40, 124 – 125

BENNETT, G. F y BORRERO, J. I. 1976 Blood parasites of some birds from Colombia. *Journal of Wildlife Diseases* Vol. 12: 454 – 458

BENNETT, G. F., KUCERA, J., WOODWORTH-LYNAS, C. y WHITEWAY, M. 1981 Bibliography of the avian blood-inhabiting protozoa. Supplement 1. *Memorial University of Newfoundland Occasional in Biology* 4: 1–33

BENNETT, G. F y PEIRCE, M. A. 1988 Morphological form in the avian Haemoproteidae and an annotated checklist of the genus *Haemoproteus* Kruse, 1890 *Journal of Natural History* 22 1683–1696.

BENNETT, G. F, CAINES, J. R. y BISHOP, M. A. 1988 Influence of blood parasites on body mass of passeriform birds. *Journal of Wildlife Diseases* 24 339–343.

Detección de protozoarios parásitos en aves residentes y migratorias de los manglares y zonas boscosas de Punta Galeta – Colón, Panamá.

BENNETT, G F. y PEIRCE, M. A. 1989 Hepatozoon parus n. sp. from the Paridae and redescription of *H. atticorae* (de Beaufort) Aragão, 1924 from the Hirundinidae. *Canadian Journal of Zoology* 67 2859-2863

BENNETT, G F, GARVIN, M. y BATES, J M. 1991. Avian Hematozoa from West-Central Bolivia *The Journal of Parasitology*, Vol 77, No 2, pp. 207-211

BENNETT, G F 1993. Phylogenetic distribution and possible evolution of the avian species of the Haemoproteidae *Systematic Parasitology* 26 39-44

BENNETT, G. F., PEIRCE, M. A. y ASHFORD, R. W 1993. Avian hematozoa Mortality and pathogenicity *Journal of Natural History* 27 993-1001

BENSCH, S, WALDENSTROM, J., JONZÉN, N., WESTERDAHL, H, HANSSON, B, SEJBERG, D. y HASSELQUIST D 2007 Temporal dynamics and diversity of avian malarial parasites in a single host species *Journal of Animal Ecology* 76:112.

BERESTNEFF, N. 1904 Über das *Leucocytozoon danilewskyi* Archiv für Protistenkunde 3 376-386.

BERMÚDEZ A. J. 2003 Miscellaneous and sporadic protozoal infections. In: Diseases of poultry, ed Saif YM, Barnes HJ, Glisson JR, et al, 11th ed., pp 1014-1015. Iowa State University Press, Ames, IA.

BISHOP, A., TATE, P. y THORPE, M. V. 1938 The duration of *Plasmodium relictum* in canaries *Parasitology* 38 388-391

BLANTON, F. S y WIRTH, W. W 1979. The Sandflies (Culicoides) of Florida (Diptera Ceratopogonidae) Florida Department of Agriculture and Consumer Services, Gainesville, FL, 204 pp

BLEITZ, D 1970. Mist nets and their use. *Inland Bird Banding News* 42(2).

BOONMA, P., CHRISTENSEN P. R., SUWANARUSK, R., PRICE, R. N, RUSSELL, B y LEK-UTHAI, U. 2007 Comparison of three molecular methods for the detection and speciation of *Plasmodium vivax* and *Plasmodium falciparum* *Malaria Journal* 6:art.no 124, 7 pp.

BUSH, A. O., LAFFERTY, K. D, LOTZ, J. L y SHOSTAK, A. W. 1997 Parasitology meets ecology on its own terms: Margolis et al revisited *Journal of Parasitology*, vol. 83, pp 575-583.

Detección de protozoarios parásitos en aves residentes y migratorias de los manglares y zonas boscosas de Punta Galeta – Colón, Panamá.

CARDONA, C. J., IHEJIRIKA, A. y McCLELLAN, L. 2002. *Haemoproteus lophortyx* infection in Bobwhite Quail. *Avian Diseases* 46:249–255

CEPSA. 2002 Informe de Fuentes Secundarias, Plan de Manejo del PPIG.

CHERNIN, E. 1952 The relapse phenomenon in the *Leucocytozoon simondi* infection of the domestic duck. *American Journal of Hygiene* 56:101–118

CLARK, P., BOARDMAN, W. y RAIDAL, S. 2009 Atlas of Clinical Avian Hematology Wiley – Blackwell Publication First Published. 184 p

COATNEY, G. R. 1933 Relapse and associated phenomena in the *Haemoproteus* infection of the pigeon *American Journal of Hygiene* 18 133–160

COLE, R. A. 1999. Heartworm of swans and geese In *Field Manual of Wildlife Diseases. General Field Procedures and Diseases of Birds* Information and Technology Report 1999-001 USGS National Wildlife Health Center, Biological Resources Division, Madison, WI, Chapter 31. Available at [www.nwhc.usgs.gov/publications/field_manual/ chapter 31 pdf](http://www.nwhc.usgs.gov/publications/field_manual/chapter_31.pdf) Accessed May 12, 2015

COOK, A. R. 1954. The gametocyte development of *Leucocytozoon simondi* *Proceedings of the Helminthological Society of Washington* 21 1–9

CWS y USFWS (Canadian Wildlife Service and U.S. Fish and Wildlife Service) 1991 North American bird banding. U.S. Department of Interior, Fish and Wildlife Service, Laurel, MD, E.U.A., y Ottawa, Canada Environment Canada, Canadian Wildlife Service

DANILEWSKY, B. 1889 La Parasitologie Comparee du sang. 1 Nouvelles Recherches sur les Parasites du Sang des Oiseaux. Darre, Kharkov, Ukraine.

DESSER, S. S. 1967. Schizogony and gametogony of *Leucocytozoon simondi* and associated reactions in the avian host. *Journal of Protozoology* 14. 244 – 254.

DESSER, S. S., FALLIS, A. M. y GARNHAM, P. C. C. 1968 Relapses in ducks chronically infected with *Leucocytozoon simondi* and *Parahaemoproteus nettionis* *Canadian Journal of Zoology* 46:281–285.

DESSER, S. S. y BENNETT, G. F. 1993 The genera *Leucocytozoon*, *Haemoproteus*, and *Hepaticystis*. In *Parasitic protozoa*, vol. 4, 2nd ed (ed. J. Kreier), pp. 273–307. New York Academic Press

Detección de protozoarios parásitos en aves residentes y migratorias de los manglares y zonas boscosas de Punta Galeta - Colón, Panamá.

- DÍAZ, Y G., MORÁN, M. M. y SOTO, Y E. 2002. Identificación de Atractivos Ecoturísticos en el Paisaje Protegido Isla Galeta. Universidad de Panamá. Facultad de Humanidades. Departamento de Geografía - Historia.
- DAWSON, R. D y BORTOLOTTI, G R. 2000 Effects of hematozoan parasites on condition and return rates of American kestrels *The Auk* 117 373-380
- ESLAMI, A. 1987. Filariosis in pigeon caused by *Euhimodana clava* (Wedl, 1856) Founikoff, 1934 *Journal of Veterinary Faculty, University of Tehran* 42(1).1-4
- FALLIS, A. M. y BENNETT, G F 1960 Description of *Haemoproteus canachites* n sp (Sporozoa. Haemoproteidae) and sporogony in *Culicoides* (Diptera: Ceratopogonidae) *Canadian Journal of Zoology* 38:455-464
- FALLON, S M., RICKLEFS, R. E., SWANSON, B L y BERMINGHAM, E. 2003 Detecting avian malaria: an improved polymerase chain reaction diagnostic. *J Parasitol* 89 1044-1047
- FERRELL, S T, SNOWDEN, K., MARLAR, A B, GARNER, M y LUNG, N P 2007 Fatal hemoprotozoal infections in multiple avian species in a zoological park. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine* 38 309-316.
- FIGUEROLA, J y GREEN, J A. 2000. Haematozoan parasites and migratory behavior in waterfowl. *Evolutionary Ecology* 14:143-153
- FIX, A. S, WATERHOUSE, C., GREINER, E C. y STOSKOPF, M K. 1988 *Plasmodium relictum* as a cause of avian malaria in wild-caught Magellanic penguins (*Spheniscus magellanicus*) *Journal of Wildlife Diseases* 24 610-619
- GABALDON, A., ULLOA, O y MONTCOURT A. G 1974 Encuesta sobre malaria aviaria en Venezuela, resultados del Primer Año Bol Dir Malar San Amb 19 80-103.
- GABALDON, A., ULLOA, O. y MONTCOURT A. G 1975. Encuesta sobre malaria aviaria en Venezuela, resultados del Segundo Año Bol. Dir. Malar. San. Amb 20 73-92
- GARNHAM, P C. C. 1966 Malaria parasites and other Haemosporidia. Blackwell University Press, New York.
- GALINDO, P y SOUSA, O 1966. Blood Parasites of Birds from Almirante, Panama with ecological notes on the hosts. *Rev. Biol., (Univ Costa Rica)* 14 (1): 27-46

Detección de protozoarios parásitos en aves residentes y migratorias de los manglares y zonas boscosas de Punta Galeta – Colón, Panamá.

GARVIN, M C, HOMER, B L y GREINER, E C. 2003. Pathogenicity of *Haemoproteus danilewskyi*, Kruse, 1890, in Blue Jays (*Cyanocitta cristata*). *Journal of Wildlife Diseases* 39:161–169.

GHARAGOZLOU, M. J 1988. Pathology of filariasis caused by *Eulimdana clava* in domestic pigeon (*Columba livia domestica*) *Journal of Veterinary Faculty, University of Tehran* 88(1) 45–60

GILMAN, S., BLUMSTEIN, D T. y FOUFOPOULOS, J. 2007 The effect of hemosporidian infections on white-crowned sparrow singing behavior *Ethology* 113:437–445

GREINER, E. C., BENNETT, G. F., WHITE E, M y COOMBS, R. F. 1975 Distribution of the avian hematozoa of North American. *Canadian Journal of Zoology* 53 162–1787

GREVE, J. H, GRAHAM, D. L. y NYE, R. R. 1982. Tenosynovitis caused by *Pelecitus calamiformis* (Nematoda: Filarioidea) in the legs of a parrot. *Avian Diseases* 26 431–436

HAMILTON, W D y ZUCK, M 1982. Heritable true fitness and bright birds: A role for parasites. *Science* 218: 384 – 387.

HAYWORTH, A. M., VAN RIPER, C. III y WEATHERS, W. W 1987 Effects of *Plasmodium relictum* on the metabolic rate and body temperature in canaries (*Serinus canarius*) *Journal of Parasitology* 73 850–853

HELLGREN, O., WALDENSTROM, J. y BENSCH, S 2004 A new PCR assay for simultaneous studies of *Leucocytozoon*, *Plasmodium*, and *Haemoproteus* from avian blood. *Journal of Parasitology* 90 797–802

HELLGREN, O, KRIZANAUSKIENE, A., VALKIŪNAS, G y BENSCH, S 2007 Diversity and phylogeny of mitochondrial cytochrome *b* lineages from six morphospecies of avian *Haemoproteus* (Haemosporida, Haemoproteidae). *Journal of Parasitology* 93 899–896

HERMAN, C. M 1938 Epidemiology of malaria in eastern red-wings *Agelaius p phoeniceus*. *American Journal of Hygiene* 28:232–243

HEWITT, R. 1940a *Bird Malaria*. The American Journal of Hygiene Monographic Series, No 15 The Johns Hopkins Press, Baltimore, MD

Detección de protozoarios parásitos en aves residentes y migratorias de los manglares y zonas boscosas de Punta Galeta – Colón, Panamá.

HEWITT, R. 1940b. Studies on blood protozoa obtained from Mexican wild birds J. Parasit. 26. 287-295.

HILTY, S. L. y BROWN, W. L. 1986 A guide to the birds of Colombia Princeton University Press Princeton

HŮRAK, P., OTS, I., VELLAU, H., SPOTTISWOODE, C. y MØLLER, A. P. 2001 Carotenoid-based plumage coloration reflects hemoparasite infection and local survival in breeding great tits. *Oecologia*, 126:166–173

HOWARD, R. y MOORE, A. 1984 *A Complete Checklist of the Birds of the World* MacMillan Publishers, London

HUCHZERMEYER, F. W. 1988 Avian pulmonary hypertension syndrome IV. Increased right ventricular mass in turkeys experimentally infected with *Plasmodium durae* Onderstepoort *Journal of Veterinary Research* 55(2) 107–108

HUCHZERMEYER, F. W. 1993. Pathogenicity and chemotherapy of *Plasmodium durae* in experimentally infected domestic turkeys. *Onderstepoort Journal of Veterinary Research* 60(2):103–110

HUFF, C. G. y WETMORE, A. 1967 Blood Parasites of Birds collected in four successive years in Panama Bull. Wildlife Disease Assoc. Vol. 3. 178 - 181

JARVI, S. I., SCHULTZ, J. J. y ATKINSON, C. T. 2002. PCR diagnostics underestimate the prevalence of avian malaria (*Plasmodium relictum*) in experimentally-infected passerines. *Journal of Parasitology* 88:153–158

JIMÉNEZ, J. A. 1992. Mangrove forests at the Pacific coast of Central America. Pp 259 – 267

JIMÉNEZ, J. A. 1994 Los manglares del Pacífico de Centroamérica. Editorial Fundación, UNA. Heredia, Costa Rica.

JIMÉNEZ-RUIZ, F.A., GARDNER, S. L., CERVANTES, F. A. y LORENZO, C. 2004. A new species of *Pelectus* (Filarioidea: Onchocercidae) from the endangered Tehuantepec jackrabbit *Lepus flavigularis*. *Journal of Parasitology* 90(4):803–807

JORG, M. E. 1931 Nuevos protozoos parásitos de la República Argentina. Arch. Soc. Biol. Montevideo 5 (Suppl.) 1142-1165

Detección de protozoarios parásitos en aves residentes y migratorias de los manglares y zonas boscosas de Punta Galeta – Colón, Panamá.

KARR, J. R. 1976 Seasonality, resource availability and community Diversity in Tropical birds communities Amer Nat. 110. 973-994

KHAN, R. A. y FALLIS A. M. 1968 Comparison of infections with *Leucocytozoon simondi* in black ducks (*Anas rubripes*), mallards (*Anas platyrhynchos*), and white Pekins (*Anas boschas*) *Canadian Journal of Zoology* 46 773-780

KHAN, R. A. y FALLIS, A. M. 1970a. Life cycles of *Leucocytozoon dubreuii* Mathis and Leger, 1911 and *L. fringillinarum* Woodcock, 1920 (Haemosporidia *Leucocytozoon*) *Journal of Protozoology* 7 642-658.

KHAN, R. A. y FALLIS, A. M. 1970b. Relapse in birds infected with species of *Leucocytozoon* *Canadian Journal of Zoology* 48:451-455

KIRKPATRICK, C.E. y SMITH, T. B. 1988. Blood parasites of birds in Cameroon *Journal of Parasitology* 74 1009-1013.

KIRKPATRICK, C. E., ROBINSON, S. K. y KITRON, U. D. 1991 Phenotypic correlates of blood parasitism in the common grackle. In *Bird-Parasite Interactions. Ecology, Evolution, and Behavior*, J. E. Loye and M. Zuk (eds). Oxford University Press, New York, pp 344-358

KUMMERFELD, N. y DAUGSCHIES, A. 1989 Filaria of the genera *Pelecitus* and *Chandlerella* in blue-fronted Amazon parrots and an Alexandrine parakeet (translated from German). *Kleintierpraxis* 34(10) 521-524.

LAINSON, R., SHAW, J. J. y HUMPHREY, P. S. 1970 Preliminary survey of blood-parasites of birds of the area de pesquisas ecologicas do Guamá, Belém, Pará, Brasil Proc. II nd. mt. Cong. Parasitology. in J. Parasit. 56 (Suppl.). 197-198

LAW, J. M., TULLY, T. N. y STEWART, T. B. 1993 Verminous encephalitis apparently caused by the filarioid nematode *Chandlerella quiscali* in emus (*Dromaius novaehollandiae*) *Avian Diseases* 37(2):597-601.

LEFEBVRE, G., POULIN, B. y McNEIL, R. 1996 Seasonal abundance of migrant birds and food resources in Panamanian mangroves forest. *Wilson Bull.* 108. 748 - 759

LEVINE, D. 1973. Protozoan Parasites of Domestic Animals and of Man. 2nd. Ed Burgess Publishing Company. Minneapolis, Minnesota U.S.A.

Detección de protozoarios parásitos en aves residentes y migratorias de los manglares y zonas boscosas de Punta Galeta – Colón, Panamá.

LÓPEZ, O. G., SANTOS, A., QUINTERO, D., AGUILAR, C. y MILLER, M. J. 2011 Nuevo registro para Panamá de *Pelecitus helcinus* (Molin, 1860) (Nematoda: Filarioidea Onchocercidae) como parásito subcutáneo del ave *Arremon aurantiostris* (Passeriformes: Emberizidae) *Tecnociencia* 2011, Vol 13, N°1

MACNAE, W. 1968 A general account of fauna and flora of Mangrove swamps and forest in Indo – West Pacific region. *Adv. Mar. Biol.* 6: 73 – 270.

MALEY, G. J. M. y DESSER, S. S. 1977 Anemia in *Leucocytozoon simondi* infections I. Quantification of anemia, gametocytemia, and osmotic fragility of erythrocytes in naturally infected Pekin ducklings. *Canadian Journal of Zoology* 55 355–358.

MANWELL, R. D. y HERMAN, C. M. 1935. Blood parasites of birds of the Syracuse (N.Y.) region. *Journal of Parasitology* 21 415–416.

MARTINSEN, E. S., PAPERNA, I. y SCHALL, J. J. 2006 Morphological versus molecular identification of avian Haemosporidia: an exploration of three species concepts. *Parasitology* 133:279–288.

MARTINSEN, E. S., PERKINS, S. L. y SCHALL, J. J. 2008. A three-genome phylogeny of malaria parasites (*Plasmodium* and closely related genera): Evolution of life-history traits and host switches. *Molecular Phylogenetics and Evolution* 47 261–273.

MERINO, S., MORENO, J., SANZ, J. J. y ARRIERO, E. 2000. Are avian blood parasites pathogenic in the wild? A medication experiment in blue tits (*Parus caeruleus*) *Proceedings of the Royal Society of London, Series B* 267.2507–2510

MOHAMMED, A. H. H. 1965 Studies on the schizogony of *Haemoproteus columbae* Kruse 1890. *Proceedings of the Egyptian Academy of Sciences* 19 37–46

MØLLER, A. P. y NIELSEN, J. T. 2007. Malaria and risk of predation. A comparative study of birds. *Ecology* 88 871–881

MOORE, J. y CLAYTON, D. H. 1997 Conclusion: Evolution of host–parasite interactions. In *Host Parasite Evolution. General Principles and Avian Models*, D. H. Clayton and J. Moore (eds) Oxford University Press, Oxford, pp 370–376.

MOLYNEUX, D. H. 1973 *Trypanosoma bouffardi* of West African Ploceidae (Aves) *Parasitology* 66. 215–230

Detección de protozoarios parásitos en aves residentes y migratorias de los manglares y zonas boscosas de Punta Galeta – Colón, Panamá.

MOLYNEUX, D. H., COOPER, J. E. y SMITH, W. J. 1983. Studies on the pathology of an avian trypanosome (*T. bouffardi*) infection in experimentally infected canaries. *Parasitology* 87: 49-54.

NANDI, N. C. y BENNETT, G. F. 1994. Re-description of *Trypanosoma corvi* Stephens and Christophers, 1908 emend. Baker, 1976 and remarks on the trypanosomes of the avian family Corvidae. *Memorias do Instituto Oswaldo Cruz* 89: 145:151.

NORDLING, D., ANDERSSON, M., ZOHARI, S. y GUSTAFSSON, L. 1998. Reproductive effort reduces specific immune response and parasite resistance. *Proceedings of the Royal Society of London, Series B* 265:1291–1298.

O'ROKE, E. C. 1930. The incidence, pathogenicity and transmission of *Leucocytozoon anatis* of ducks. *Journal of Parasitology* 17:112.

O'ROKE, E. C. 1934. A Malaria-like Disease of Ducks Caused by *Leucocytozoon Anatis* Wickware. University of Michigan School of Forestry and Conservation Bulletin No. 4. University of Michigan Press, Ann Arbor, MI.

OSORIO, O.O. 1994. Situación de los Manglares de Panamá. Instituto Nacional de Recursos Naturales Renovables en Suman, D. O. 1994. El Ecosistema de Manglar en América Latina y la Cuenca del Caribe: su manejo y conservación. The Tinker Foundation. New York.

OTS, I. y HŐRAK, P. 1998. Health impact of blood parasites on breeding great tits. *Oecologia* 116:441–448.

PASTER, M. B. 1983. Filarial worms in the foot of a Nanday conure. *Bird World* 18:22–23.

PEIRCE, M. A. 2000. Order Haemospororida Danilewsky, 1885. In *An Illustrated Guide to the Protozoa*, Vol. 1, 2nd ed., J. J. Lee, G. F. Leedale, and P. Bradbury (eds). Society of Protozoologists, Lawrence, KS, pp. 339–347.

PEIRCE, M. A. 2005. A checklist of the valid avian species of *Babesia* (Apicomplexa: Piroplasmorida), *Haemoproteus*, *Leucocytozoon* (Apicomplexa: Haemosporidiosis), and *Hepatozoon* (Apicomplexa: Haemogregarinidae). *Journal of Natural History* 39:3621–3632.

PEIRLE, M. A. 1984. Weights of birds from Balmoral, Zambia. *Bulletin of the British Ornithology Union* 104: 84-85.

Detección de protozoarios parásitos en aves residentes y migratorias de los manglares y zonas boscosas de Punta Galeta – Colón, Panamá.

PENNYCOTT, T., WOOD, A., MACINTYRE, C., MACINTYRE, D. y PATTERSON, T. 2006. Deaths in aviary birds associated with protozoal megaloschizonts. *Veterinary Record* 159:499–500.

PERKINS, S. L. y SCHALL, J. J. 2002. A molecular phylogeny of malarial parasites recovered from cytochrome *b* gene sequences. *Journal of Parasitology* 88:972–978.

PIZARRO, M., VILLEGAS, P., RODRÍGUEZ, A. y ROWLAND, G. N. 1994. Filariasis (*Pelecitus* sp.) in the cervical subcutaneous tissue of a pigeon with trichomoniasis. *Avian Diseases* 38(2):385–389.

PRICE, P. W. 1980. *Evolutionary biology of parasites*. Princeton University Press, Princeton, NJ.

PYLE, P. 1997. Identification Guide to North American Birds, Part 1. Slate Creek Press, Bolinas, CA.

RALPH, C. J., GEUPEL, G. R., PYLE, P., MARTIN, T. E., De SANTE, D. F. y MILÁ, B. 1996. Manual de métodos de campo para el monitoreo de aves terrestres. Pacific Southwest Research Station Albany, California. 51 p.

RIDGELY, R. S., y GWYNNE, J. A. 2005. Guía de las Aves de Panamá, Incluyendo Costa Rica, Nicaragua y Honduras. Primera edición en español. Sociedad Audubon de Panamá y Asociación Nacional para la Conservación de la Naturaleza, ANCON, Panamá. 614 p.

RODRÍGUEZ, O. y MATTA, N. E. 2001. Blood parasites of Eastern plains from Colombia. *Acta Biológica Colombiana*. 96:1173-1176.

SAKHAROFF, N. 1893. Recherches sur les hematozoaires des oiseaux. *Annales de l'Institut Pasteur, Paris* 7:801–811.

SAMBON, L. W. 1908. Remarks on the avian Haematoprotezoa of the genus *Leucocytozoon danilewsky*. *Journal of Tropical Medicine and Hygiene* 11:245–248 and 325–328.

SANZ, J. J., ARRIERO, E., MORENO, S. y MERINO, S. 2001. Female hematozoan infection reduces hatching success but not fledging success in Pied Flycatchers *Ficedula hypoleuca*. *The Auk* 118:750–755.

SEEGAR, W. S. 1979. Prevalence of parasitic heartworms in swans in England. *Wildfowl* 30:147–150.

Detección de protozoarios parásitos en aves residentes y migratorias de los manglares y zonas boscosas de Punta Galeta - Colón, Panamá.

SEHGAL, R. N. M., VALKIŪNAS, G., IEZHOVA, T. A. y SMITH, T. B. 2006. Blood parasites of chickens in Uganda and Cameroon with molecular descriptions of *Leucocytozoon schoutedeni* and *Trypanosoma gallinarum* *Journal of Parasitology* 92 1336–1343.

SERGEANT, E. y BÉQUET, M. 1914 De l'immunité dans le paludisme des oiseaux. Les pigeons guéris de l'infection à *Haemoproteus columbae* ne sont pas immunisés contre elle *Comptes Rendus des Séances de la Société de Biologie et de ses Filiales* 77 21–23

SKIDMORE, L. V. 1931 *Leucocytozoon smithi* infection in turkeys and its transmission by *Simulium occidentale* Townsend *Journal of Parasitology* 18:130

(STRI) Instituto Smithsonian de Investigaciones Tropicales 2014 Guía de Visitantes pp 40

Sociedad Audubon de Panamá. 2016. Lista de las aves de Panamá. Comité de registros.

SOL, D., JOVANI, R. y TORRES, J. 2003. Parasite mediated mortality and host immune response explain age-related differences in blood parasitism in birds *Oecologia* 135:542–547

SOUSA, O. E. y HERMAN, C. M. 1982 Blood parasites of birds from Chiriquí and Panama provinces in the Republic of Panama. *Journal of Wildlife Diseases* 18 205–221

STEELE E. J. y NOBLET, G. P. 1992 Schizogonic development of *Leucocytozoon smithi* *Journal of Protozoology* 39 530–536

STOSKOPF, M. K. y BEIER, J. 1979 Avian malaria in African black-footed penguins *Journal of the American Veterinary Medical Association* 175 944–947.

SUMAN, D. O. 1994 El Ecosistema de Manglar en América Latina y la Cuenca del Caribe su manejo y conservación The Tinker Foundation New York.

TELLA, J. L. 2002. The evolutionary transition to coloniality promotes higher blood parasitism in birds. *Journal of Evolutionary Biology* 15 32–41.

TERBORGH, J. W. y FAABORG, J. R. 1980 Factor affecting the distribution and abundance of North American migrants in Eastern Caribbean region pp 145 – 155

in *Migrant birds in the Neotropics: Ecology, behavior, distribution and conservation* (A. Keast and E. S. Morton, Eds). Smithsonian Institution Press, Washington, D.C.

VALKIŪNAS, G., SALAMAN, P. y IEZHOVA, T. A. 2003. Paucity of hematozoa in Colombian birds. _ J. Wildl. Dis. 39: 445_448.

VALKIŪNAS, G., IEZHOVA, T. A., BROOKS, D. R., HANELT, B., BRANT, S. V., SUTHERLIN, M. E. y CAUSEY, D. 2004. Additional Observations on Blood Parasites of Birds in Costa Rica. *Journal of Wildlife Diseases*, 40(3), pp. 555–561.

VALKIŪNAS, G. 2005. *Avian Malaria Parasites and Other Haemosporidia*. CRC Press, New York.

VALKIŪNAS, G., KRIZANAUSKIENE, A., IEZHOVA, T. A., HELLGREN, O. y BENSCH, S. 2007. Molecular phylogenetic analysis of circumnuclear hemoproteids (Haemosporida: Haemoproteidae) of Sylviid birds, with a description of *Haemoproteus parabelopolskyi* sp. nov. *Journal of Parasitology* 93:680–687.

VAN RIPER, C. III., VAN RIPER, S. G. y LAIRD, M. 1986. The epizootiology and ecological significance of malaria in Hawaiian land birds. *Ecological Monographs* 56: 327–344.

VAN RIPER, C. III., ATKINSON, C. T. y SEED, T. M. 1994. Plasmodia of birds. In *Parasitic Protozoa*, Vol. 7, J. P. Kreier (ed.). Academic Press, New York, pp. 73–140.

VOTÝPKA, J., OBORNÍK, M., VOLF, P., SVOBODOVÁ, M. y LUKES, J. 2002. *Trypanosoma avium* of raptors (Falconiformes): phylogeny and identification of vectors. *Parasitology* 125, 253 – 263.

WILLIAMS, R. B. 2005. Avian malaria: Clinical and chemical pathology of *Plasmodium gallinaceum* in the domesticated fowl *Gallus gallus*. *Avian Pathology* 34:29–47.

WHITE, E. M., GREINER, E. C., BENNETT, G. F. y HERMAN, C. M. 1978. Distribution of the hematozoa of Neotropical birds. *Revista de Biologica Tropical* 26:43–102.

WOBESER, G. A. 1997. *Diseases of Wild Waterfowl*, 2nd ed. Plenum Press, New York.

WOODWORTH-LYNAS, C.B., CAINES, J. R. y BENNETT, G. F. 1989. Prevalence of avian hematozoa in Sao Paulo state, Brazil. *Mem. Inst. Oswald Cruz Rio J.* 84: 515– 526.

www.birdpop.org Accessed May 12, 2013.

Detección de protozoarios parásitos en aves residentes y migratorias de los manglares y zonas boscosas de Punta Galeta – Colón, Panamá.

<http://www.elnino.noaa.gov/> (NOAAA) National Oceanic and Atmospheric Administration. Accessed April 12, 2013.

<http://www.stri.si.edu>. Accessed Mar 12, 2012.

www.wildlifeinformation.org Accessed May 12, 2015.

YORINKS, N. y ATKINSON, C. T. 2000. Effects of malaria (*Plasmodium relictum*) on activity budgets of experimentally-infected juvenile Apapane (*Himatione sanguinea*). *The Auk* 117:731–738.

YOUNG, B. E., GARVIN, M. C. y McDONALD D. B. 1993. Blood parasites in birds from Monteverde, Costa Rica. *Journal of Wildlife Diseases* 29: 555– 560.

YOUNG, M. D., NAYAR, J. K. y FORRESTER, D. J. 2004. Epizootiology of *Plasmodium hermani* in Florida: Chronicity of experimental infections in domestic turkeys and Northern Bobwhites. *Journal of Parasitology* 90:433–434.

Detección de protozoarios parásitos en aves residentes y migratorias de los manglares y zonas boscosas de Punta Galeta – Colón, Panamá.

10. Anexos

Tabla 1. Ocurrencia de hematozoa en aves de Punta Galeta, Colón Panamá 2010 a 2012.

Familia	Nombre Científico	cantidad de individuos capturados	2014 IUCN Red List category	# Individuos positivos	<i>Plasmodium</i>	<i>Haemoproteus</i>	<i>Leucocytozoon</i>	<i>Trypanosomas</i>	<i>Microfilarias</i>
Alcedinidae	<i>Chloroceryle inda</i>	1	LC	0	0	0	0	0	0
Alcedinidae	<i>Chloroceryle americana</i>	2	LC	0	0	0	0	0	0
Alcedinidae	<i>Chloroceryle aenea</i>	6	LC	0	0	0	0	0	0
Cardinalidae	<i>Cyanocopsa cyanoides</i>	7	LC	2	2	0	0	0	0
Columbidae	<i>Leptotila cassinii</i>	3	LC	0	0	0	0	0	0
Dendrocolaptidae	<i>Xiphorhynchus susurrans</i>	14	LC	3	1	1	0	0	1
Dendrocolaptidae	<i>Sittasomus griseicapillus</i>	6	LC	0	0	0	0	0	0
Dendrocolaptidae	<i>Dendroplex picus</i>	11	LC	0	0	0	0	0	0
Dendrocolaptidae	<i>Dendrocincla fuliginosa</i>	12	LC	5	3	2	0	0	0
Emberizidae	<i>Sporophila corvina</i>	8	LC	1	1	0	0	0	0
Falconidae	<i>Micrastur ruficollis</i>	1	LC	0	0	0	0	0	0
Furnariidae	<i>Xenops minutus</i>	5	LC	0	0	0	0	0	0
Momotidae	<i>Momotus subrufescens</i>	1	LC	0	0	0	0	0	0
Parulidae	<i>Cardellina canadensis</i>	4	LC	0	0	0	0	0	0
Parulidae	<i>Protonotaria citrea</i>	7	LC	0	0	0	0	0	0
Parulidae	<i>Parkesia noveboracensis</i>	21	LC	2	1	1	0	0	0
Parulidae	<i>Geothlypis philadelphia</i>	1	LC	0	0	0	0	0	0
Parulidae	<i>Geothlypis formosa</i>	1	LC	0	0	0	0	0	0
Parulidae	<i>Helmitheros vermivorum</i>	1	LC	1	0	1	0	0	0
Parulidae	<i>Setophaga petechia</i>	5	LC	0	0	0	0	0	0
Parulidae	<i>Setophaga magnolia</i>	1	LC	0	0	0	0	0	0
Pipridae	<i>Ceratopipra mentalis</i>	10	LC	1	0	0	0	1	0
Pipridae	<i>Manacus vitellinus</i>	4	LC	1	0	0	1	0	0
Scolopacidae	<i>Actitis macularius</i>	2	LC	0	0	0	0	0	0
Thamnophilidae	<i>Thamnophilus doliatus</i>	1	LC	0	0	0	0	0	0

Continúa en la página siguiente...

Detección de protozoarios parásitos en aves residentes y migratorias de los manglares y zonas boscosas de Punta Galeta – Colón, Panamá.

Tabla 1. (Continuación)

Familia	Nombre Científico	cantidad de individuos capturados	2014 IUCN Red List category	# individuos positivos	Plasmodium	Haemoproteus	Leucocytozoon	Trypanosomas	Microfilarias
Thamnophilidae	<i>Thamnophilus atrinucha</i>	10	LC	1	1	1	0	0	0
Thamnophilidae	<i>Myrmeciza exsul</i>	4	LC	0	0	0	0	0	0
Thamnophilidae	<i>Hylophylax naevioides</i>	4	LC	1	1	0	0	0	0
Thamnophilidae	<i>Cercomacroides tyrannina</i>	2	LC	0	0	0	0	0	0
Thraupidae	<i>Tachyphonus luctuosus</i>	1	LC	0	0	0	0	0	0
Thraupidae	<i>Euphonia laniirostris</i>	12	LC	0	0	0	0	0	0
Thraupidae	<i>Eucometis penicillata</i>	2	LC	1	1	0	0	0	0
Troglodytidae	<i>Cantorchilus leucotis</i>	5	LC	0	0	0	0	0	0
Troglodytidae	<i>Cyphorhinus phaeocephalus</i>	9	LC	1	0	0	1	0	0
Turdidae	<i>Hylocichla mustelina</i>	4	NT	0	0	0	0	0	0
Turdidae	<i>Catharus ustulatus</i>	6	LC	3	1	1	0	1	0
Tyrannidae	<i>Tolmomyias assimilis</i>	3	LC	0	0	0	0	0	0
Tyrannidae	<i>Todirostrum cinereum</i>	2	LC	0	0	0	0	0	0
Tyrannidae	<i>Terenotriccus erythrurus</i>	5	LC	1	1	0	0	0	0
Tyrannidae	<i>Rhynchocyclus olivaceus</i>	2	LC	0	0	0	0	0	0
Tyrannidae	<i>Pitangus sulphuratus</i>	1	LC	0	0	0	0	0	0
Tyrannidae	<i>Myiopagis gaimardii</i>	1	LC	0	0	0	0	0	0
Tyrannidae	<i>Myiobius atricaudus</i>	2	LC	0	0	0	0	0	0
Tyrannidae	<i>Myiarchus panamensis</i>	1	LC	0	0	0	0	0	0
Tyrannidae	<i>Mionectes oleagineus</i>	7	LC	1	0	0	1	0	0
Tyrannidae	<i>Elaenia flavogaster</i>	8	LC	0	0	0	0	0	0
Tyrannidae	<i>Contopus virens</i>	1	LC	0	0	0	0	0	0
Tyrannidae	<i>Contopus cinereus</i>	1	LC	1	1	0	0	0	0
Vireonidae	<i>Vireo olivaceus</i>	3	LC	0	0	0	0	0	0
	Totales	231		26	14	7	3	2	1
	Prevalencia			11.26	6.061	3.030	1.299	0.866	0.433

Detección de protozoarios parásitos en aves residentes y migratorias de los manglares y zonas boscosas de Punta Galeta – Colón, Panamá.

Tabla 2. Especies de Mosquitos del Paisaje Protegido de Isla Galeta.

Capturados en horas diurnas	Capturados en horas nocturnas
Zona costera (manglar) y bosque secundario	Zona costera (manglar)
<i>Anopheles aquasalis</i>	<i>Culex (Deinocerites) atlanticus</i>
<i>Anopheles malefactor</i>	<i>Culex (Deinocerites) Melanophylum</i>
<i>Culex (Culex) Sp1</i>	<i>Culex (Culex) quinquefasciatus</i>
<i>Culex (Culex) Sp2</i>	<i>Culex (Culex) Sp1</i>
<i>Ochlerotatus scapularis</i>	<i>Coquillettidia venezuelensis</i>
<i>Ochlerotatus taeniorhynchus</i>	<i>Ochlerotatus taeniorhynchus</i>
<i>Ochlerotatus angustitatus</i>	<i>Ochlerotatus angustivittatus</i>
<i>Mansonia titillans</i>	<i>Mansonia titillans</i>
<i>Coquillettidia venezuelensis</i>	<i>Aedeomyia squamipennis</i>
<i>Psorophora albipes</i>	<i>Anopheles albimanus</i>
<i>Psorophora Pherox</i>	<i>Anopheles aquasalis</i>
<i>Haemagogus lucifer</i>	<i>Uranotaenia lowii</i>
<i>Haemagogus chalcospilans</i>	<i>Psorophora albipes</i>
<i>Johnbelkinia Sp1</i>	
<i>Wyeomyia Sp1</i>	
<i>Wyeomyia Sp2</i>	
<i>Sabethes Cyanus</i>	

Detección de protozoarios parásitos en aves residentes y migratorias de los manglares y zonas boscosas de Punta Galeta – Colón, Panamá.



Fig. 1. Mapa de Panamá, donde se muestra la ubicación de la Provincia de Colón y los Laboratorios Marinos de Punta Galeta (Foto: Marcos Guerra).

Detección de protozoarios parásitos en aves residentes y migratorias de los manglares y zonas boscosas de Punta Galeta – Colón, Panamá.



Fig. 2. Muestra la estación de La Costanera y la ubicación de las redes de niebla.

[illegible]



Fig. 4. Muestra una de las cuatro especies de manglar que se encuentran en Punta Galeta, el mangle rojo (*Rhizophora mangle*).

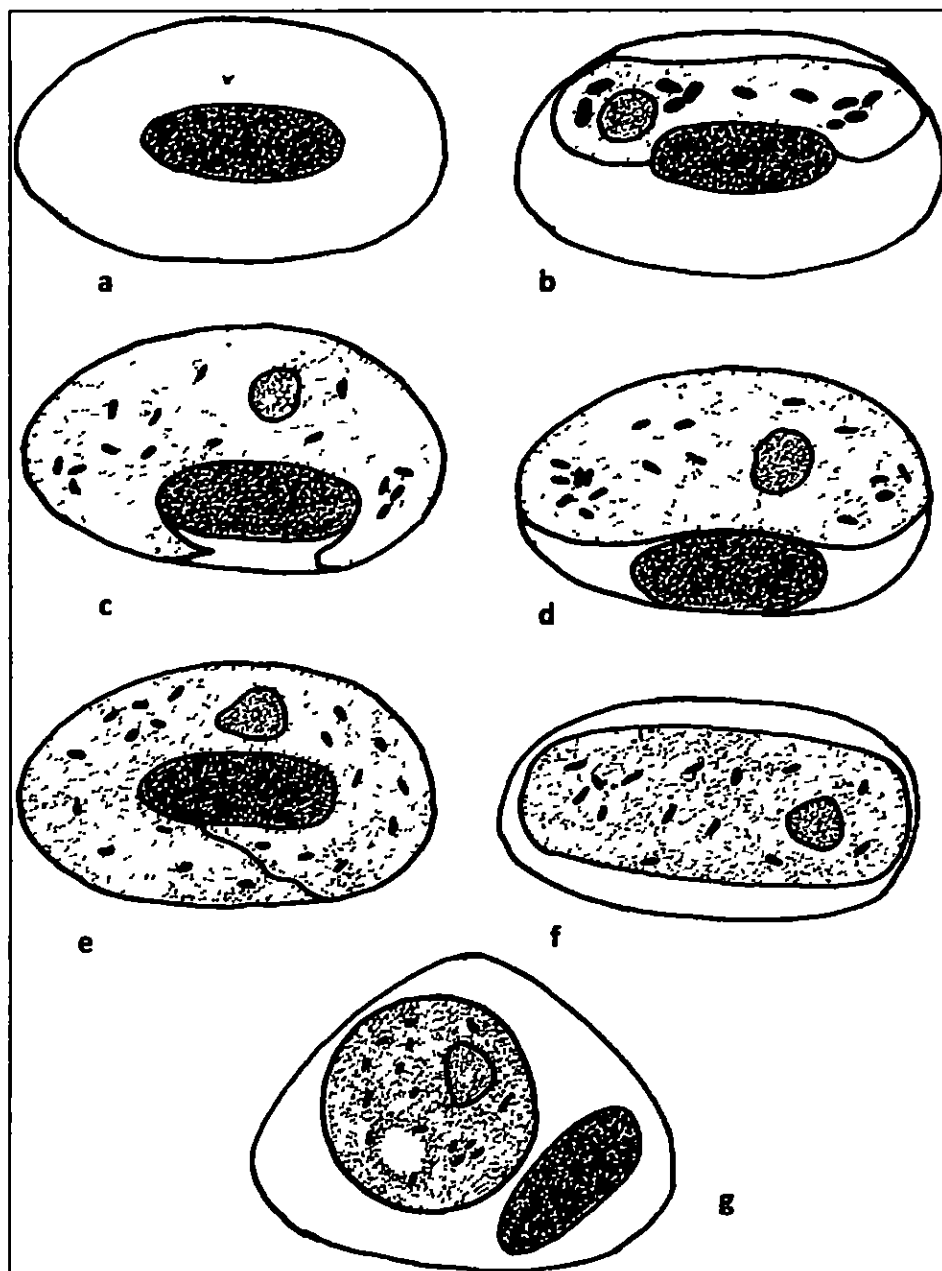


Fig 5 Cinco formas morfológicas básicas de los gametocitos maduros de las especies de aves de *Haemoproteus* (a) de eritrocitos normales, (b) microhalteridial gametocitos, (c, d) gametocitos halteridial (e) gametocitos circumnuclear, (f) gametocitos rhabdosomal, y (g) gametocitos discosomal. Reproducido de Bennett *et al* (1988).

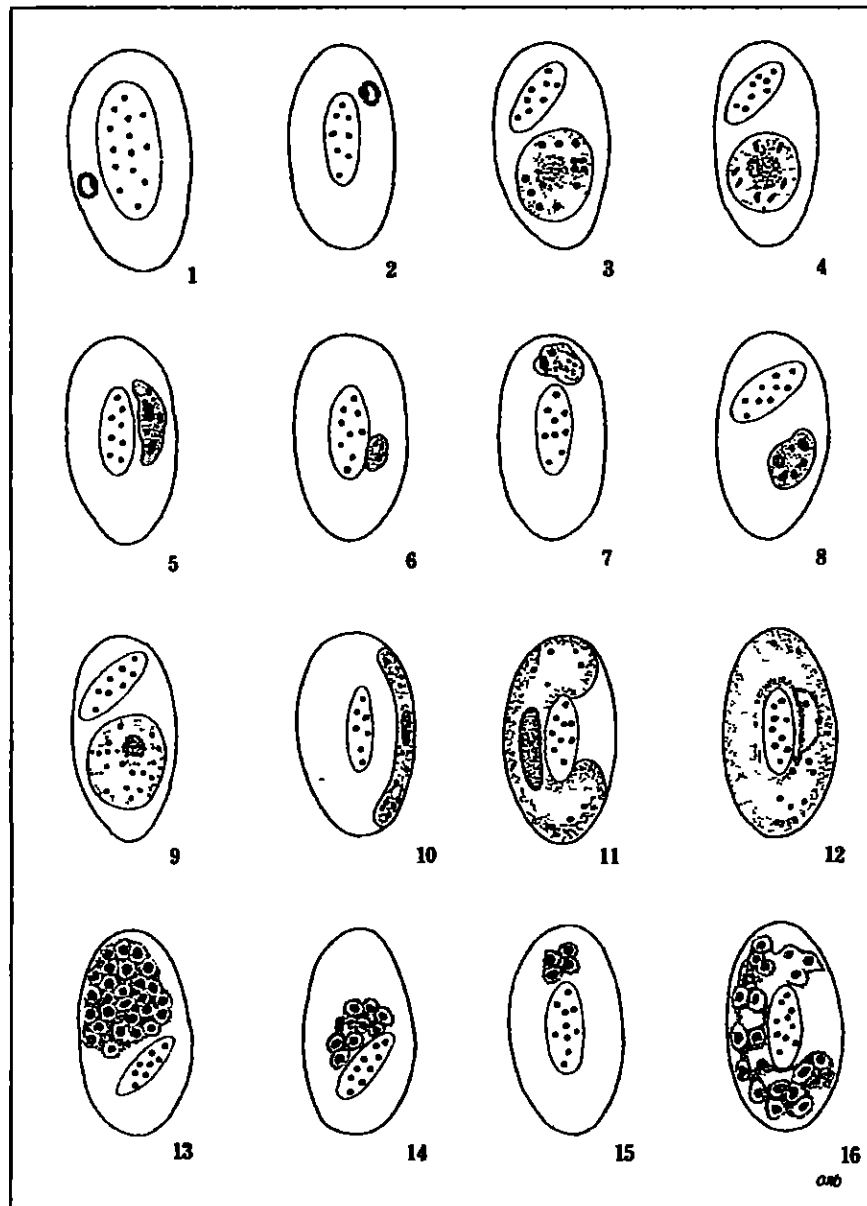


Fig 6 Características morfológicas usadas para la identificación de especies de *Plasmodium* en aves. Reproducido de Atkinson *et al.*, (2008)

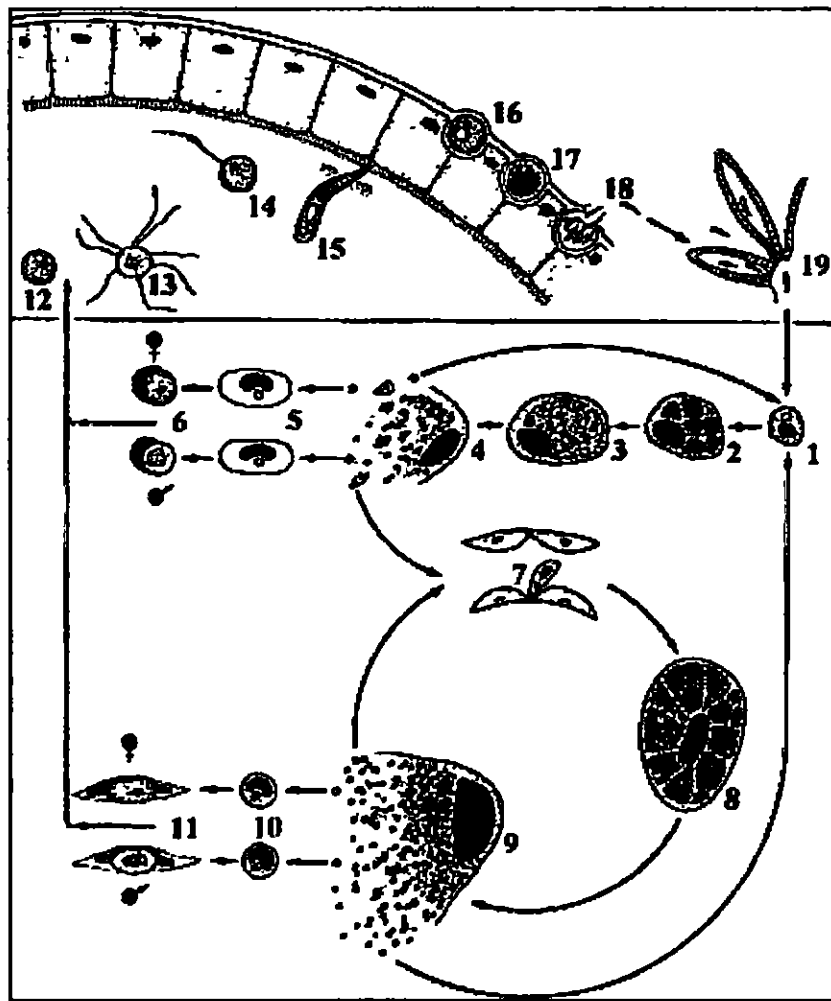


Fig. 7. Ilustración esquemática del ciclo de vida de *Leucocytozoon simondi*. En la sección superior de la ilustración se representan eventos que se producen en el vector y la sección inferior representa los eventos que ocurren en el ave

- 1 Esporozoitos o merozoito en hepatocitos, 2-4 merontes hepáticos, 5 merozoitos en eritrocitos, 6 gametocitos redondos en las células anfitrion, 7 sincitios de merozoitos en células reticuloendoteliales; 8 y 9 megalomerontes, 10 merozoitos en leucocitos mononucleares, 11 en gametocitos células fusiformes, 12, 13 macrogameto, microgameto que se exflagelan, 14. fertilización de macrogameto, 15 ookinete que penetran la membrana del intestino del vector; 16. jóvenes ooquistes, 17 y 18. esporogonias, 19 esporozoitos en la saliva glándular del vector (Valkiūnas, 2005).

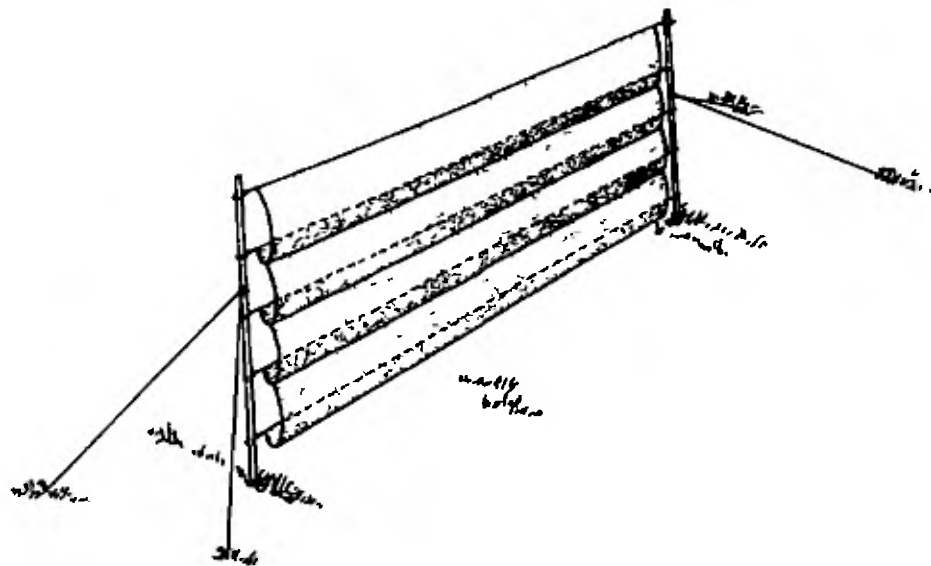


Fig. 8. Imagen que muestra una red de niebla (12,0m x 2,6m y ojo de malla de 36 mm) con cuatro bolsas, color negro y de nylon Reproducido de Bleitz, (1970)



Fig. 9. *Ceratopipra mentalis* (macho) capturado en una red de niebla.

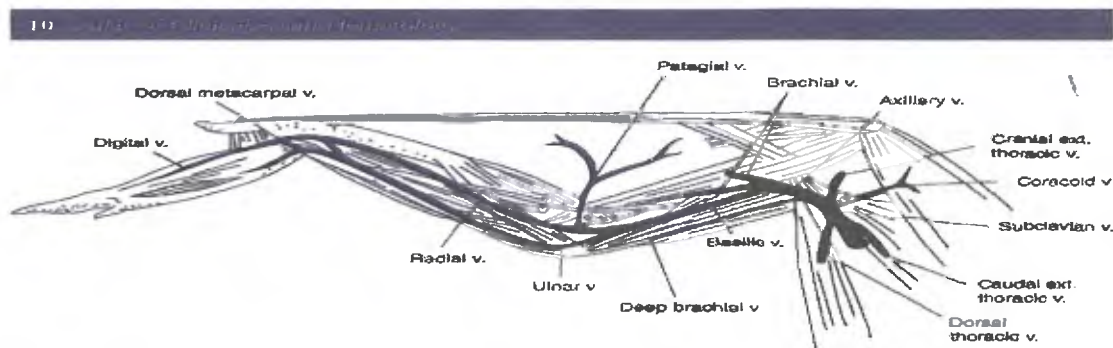


Fig. 10. Ala de un ave y la ubicación de la vena Ulnar. Tomado de Clark *et al.*, 2009.



Fig. 11. *Hylocichla mustelina*, durante extracción de sangre de la vena Ulnar.

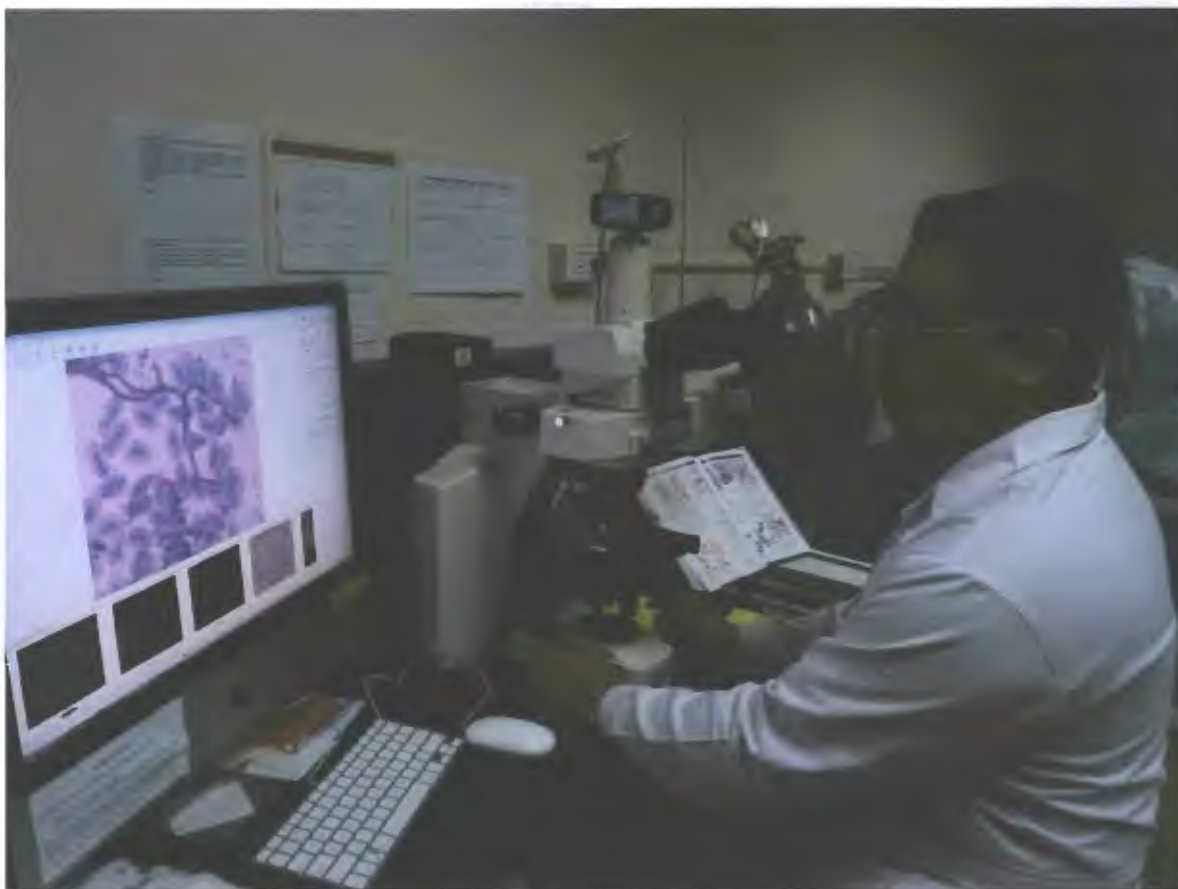


Fig. 12. Las placas son examinadas utilizando Microscopia Electrónica y Confocal del Instituto Smithsonian de Investigaciones Tropicales (STRI), mediante un Microscopio Nikon ECLIPSE E600 con una cámara incorporada marca Nikon DS-RI1, un objetivo de 100X con apertura numérica de 1.30 y aceite de inmersión.

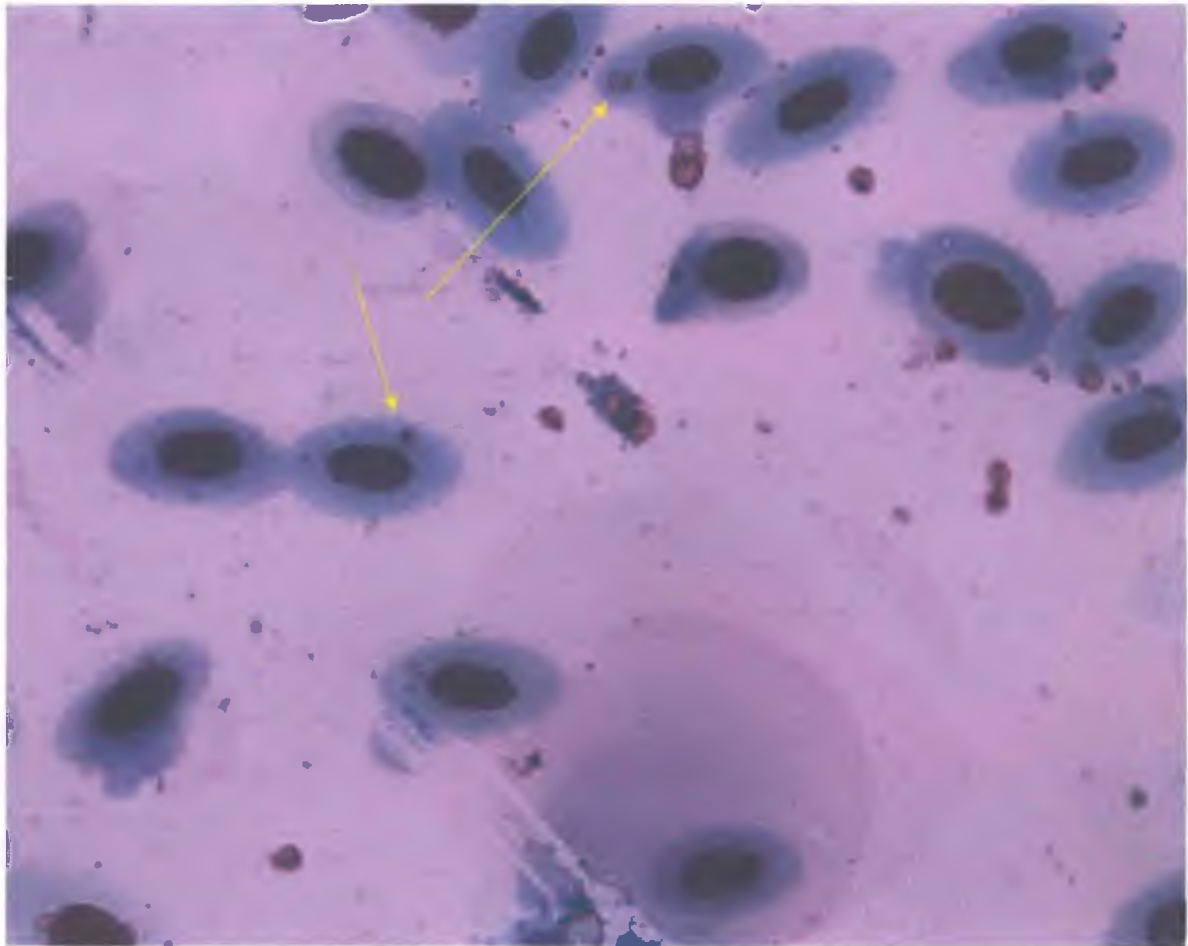


Fig. 13. Frotis sanguíneo de un individuo de *Cyanocompsa cyanooides*, mostrando *Plasmodium* sp., el más común de los parásitos encontrados para este estudio, son evidentes en el citoplasma de los eritrocitos.



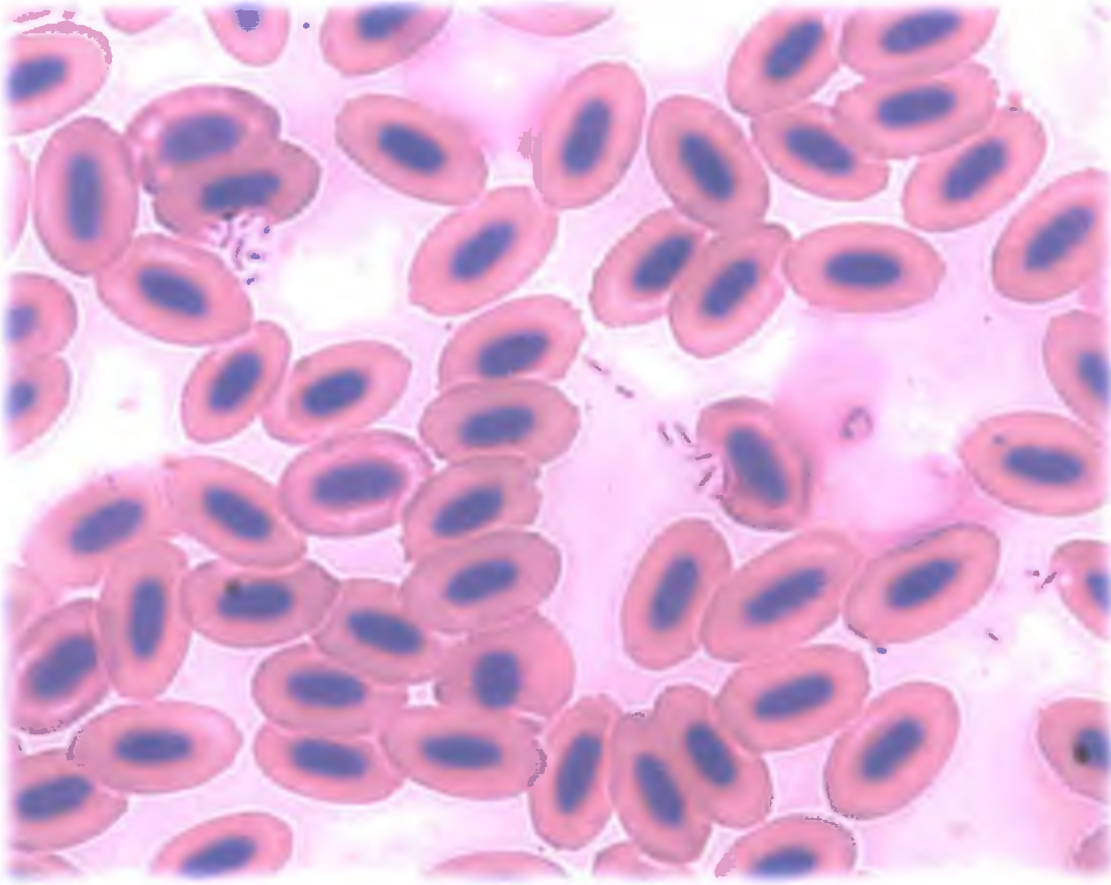


Fig. 14. Frotis sanguíneo de un individuo de *Sporophila corvina* con *Plasmodium* sp. (merozoitos) destruyendo los eritrocitos del huésped.



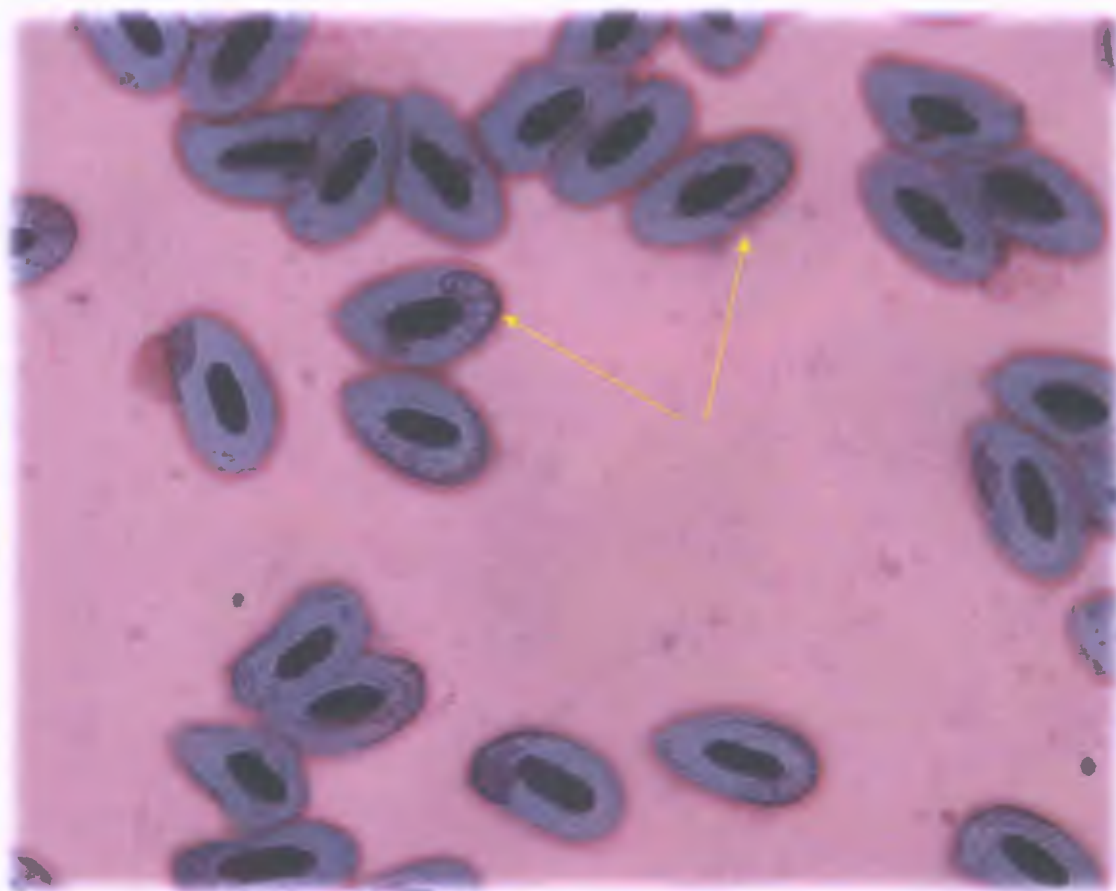


Fig. 15. Frotis sanguíneo de un individuo de *Dendrocincla fuliginosa* con *Haemoproteus* sp., contenidos en el citoplasma del eritrocito.



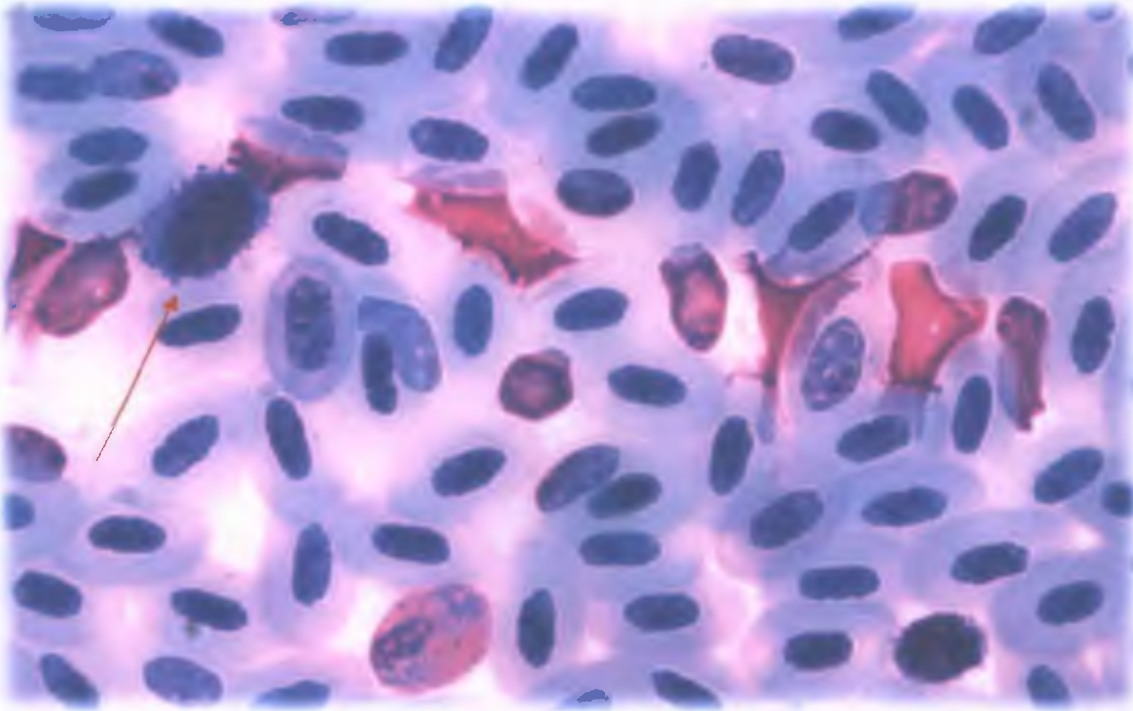


Fig. 16. Se muestra un frotis de la sangre de *Mionectes oleagineus*, con gametocitos de *Leucocytozoon* sp., en leucocitos.



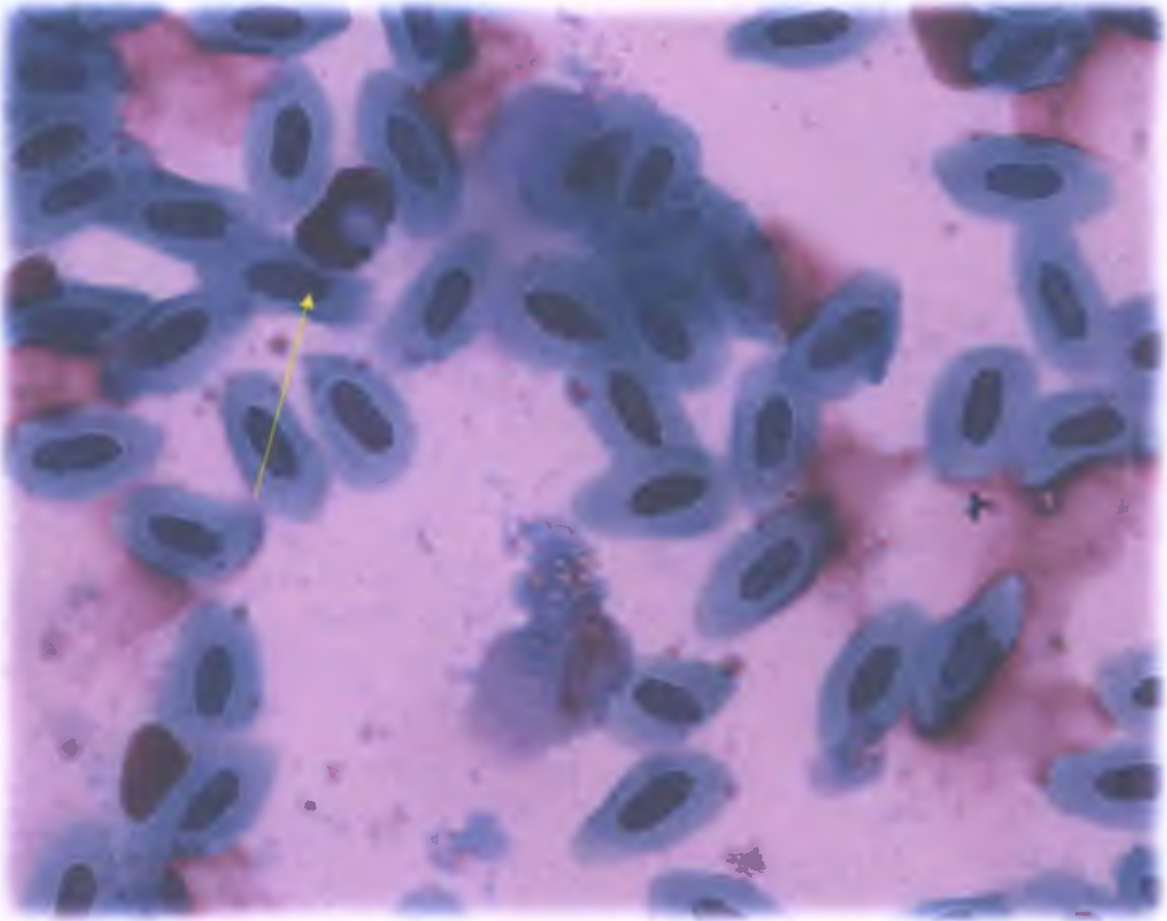


Fig. 17. Se muestra un frotis de la sangre de *Catharus ustulatus*, mostrando un *Trypanosoma* sp., en medio de eritrocitos.



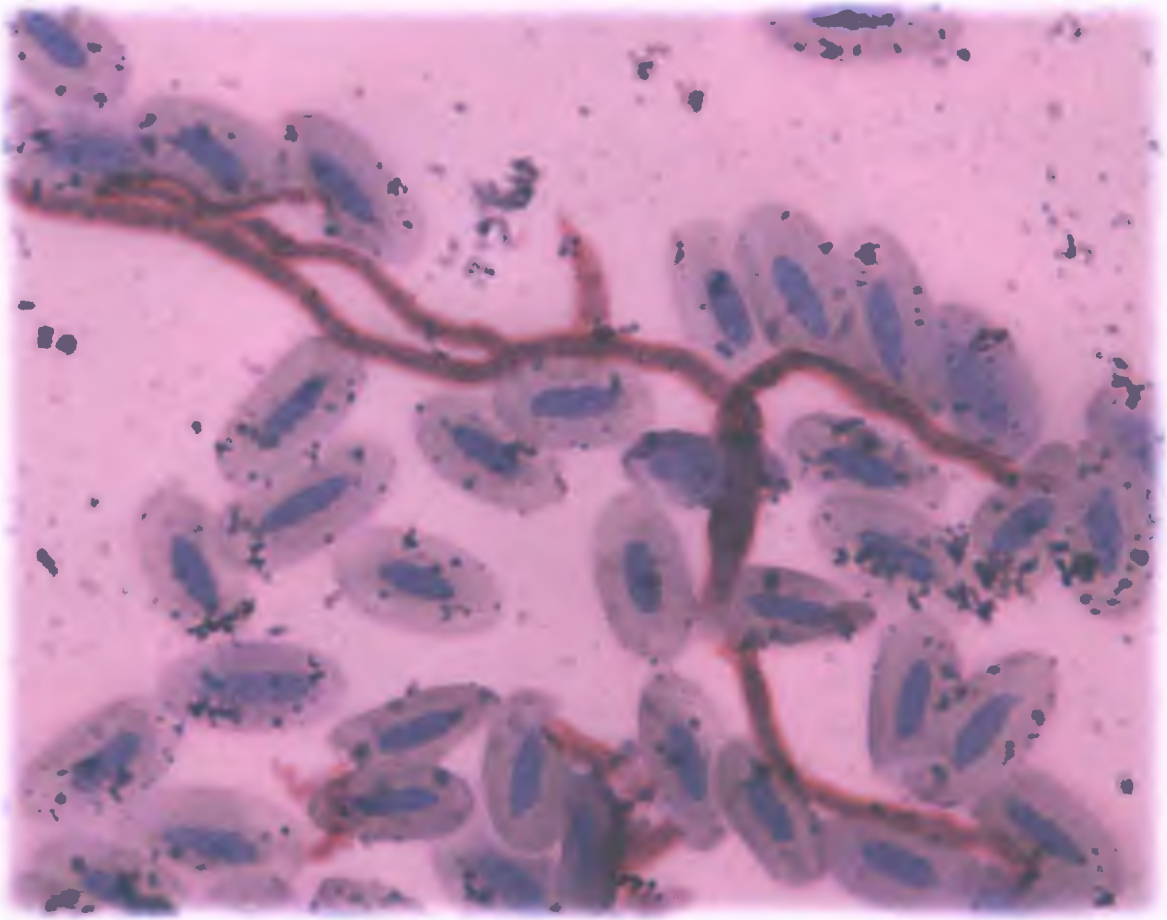


Fig. 18. Frotis de la sangre de *Xiphorhynchus susurrans*, donde se observan microfilarias en medio de eritrocitos maduros.



Detección de protozoarios parásitos en aves residentes y migratorias de los manglares y zonas boscosas de Punta Galeta - Colón, Panamá.

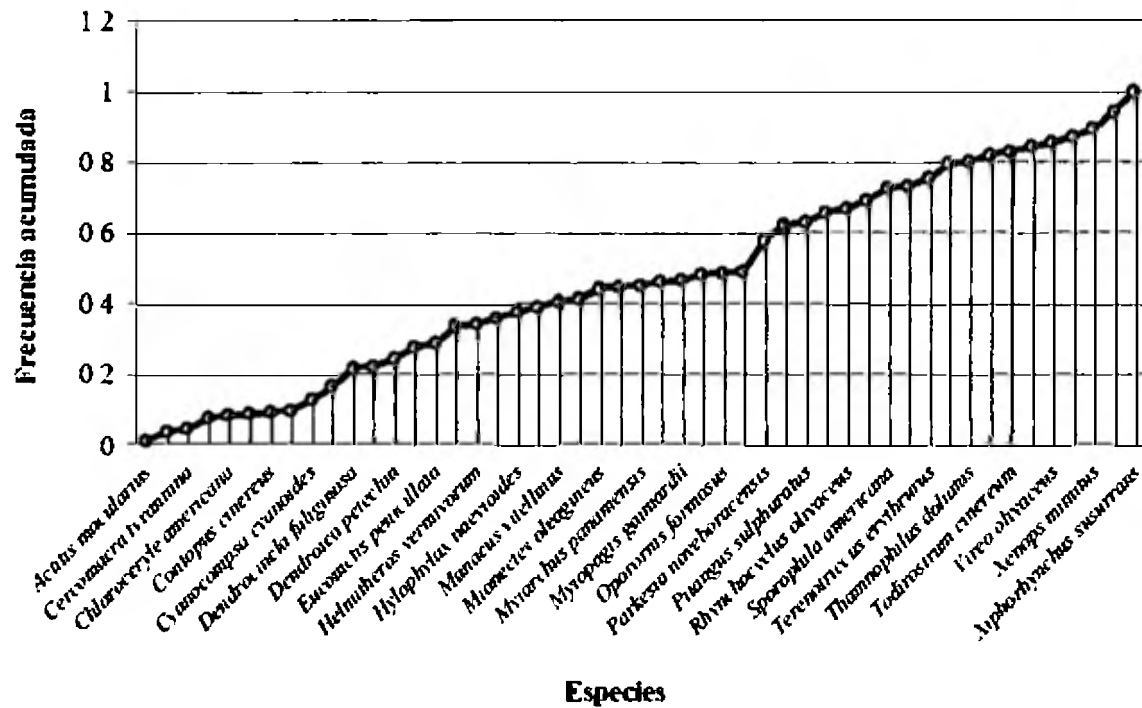


Fig. 19 Frecuencia acumulada de las especies de aves capturadas y muestreadas en Punta Galeta

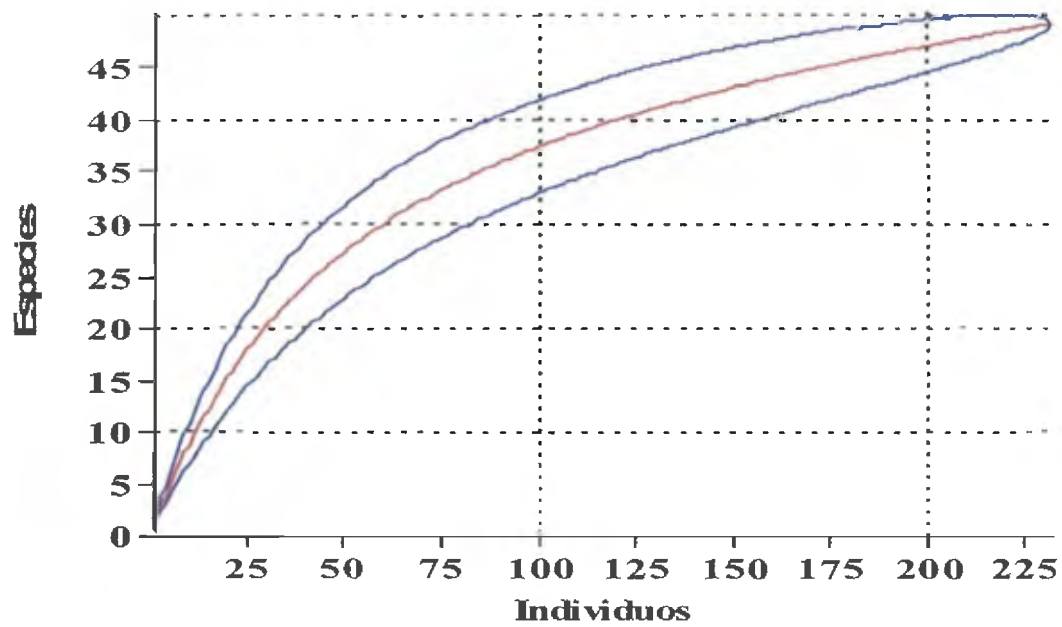


Fig. 20. Curva de rarefacción de las especies de aves en función de la abundancia.

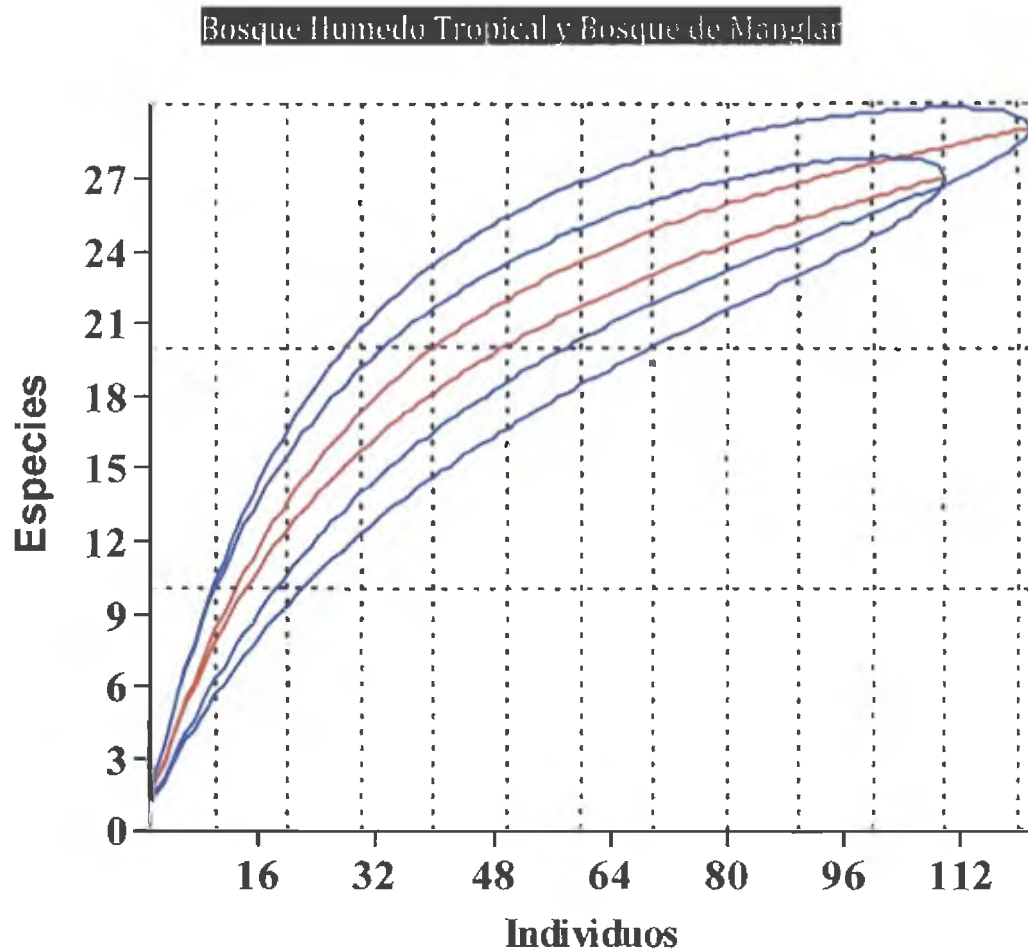


Fig. 21. Acumulado especies de aves según tipo de bosque, Bosque Húmedo Tropical vs Bosque de Manglar.

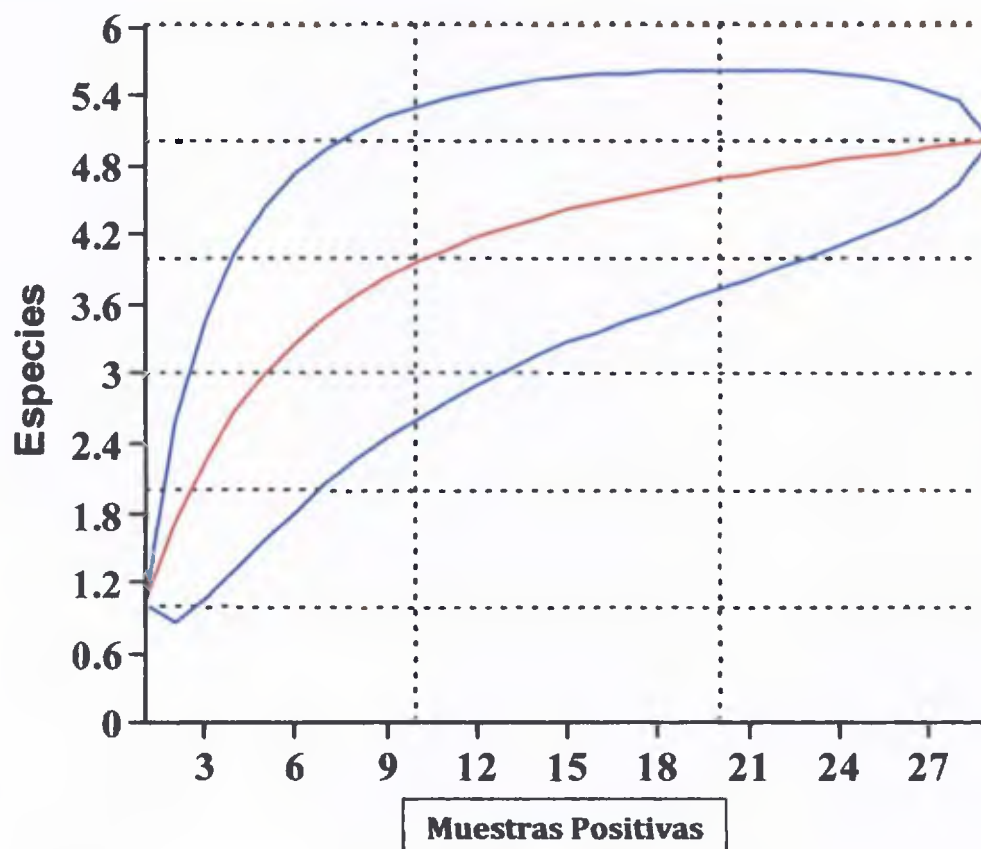


Fig. 22. Curva de rarefacción de géneros de los parásitos en función de las muestras positivas.

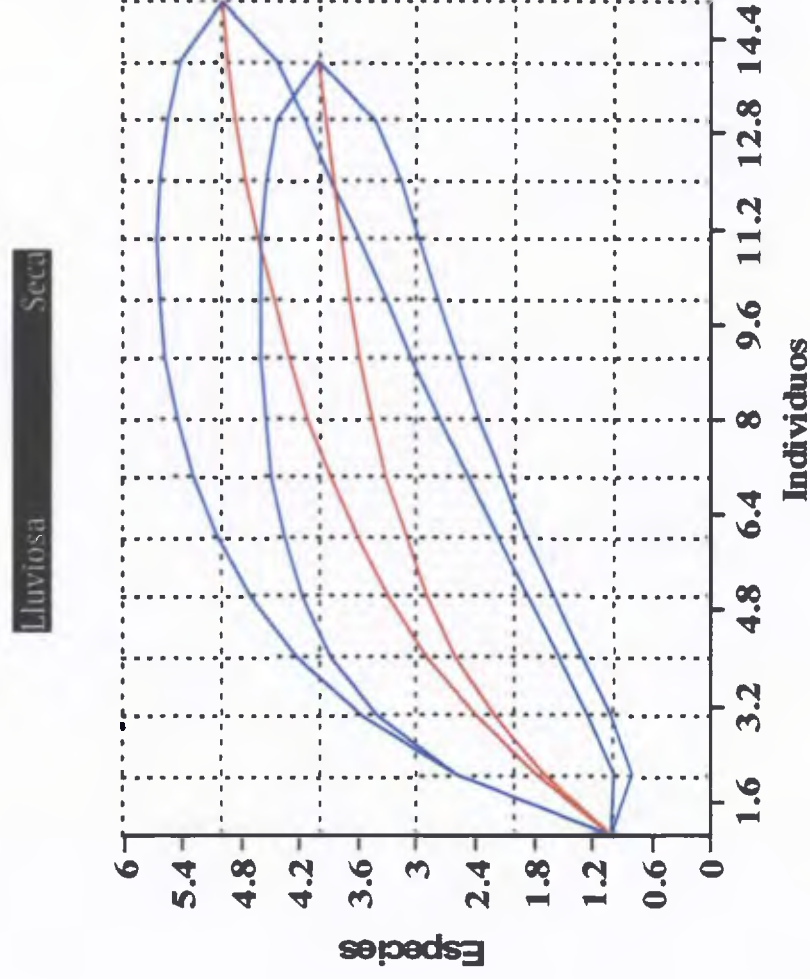


Fig. 23. Biodiversidad de los géneros de parásitos según la estación del año.

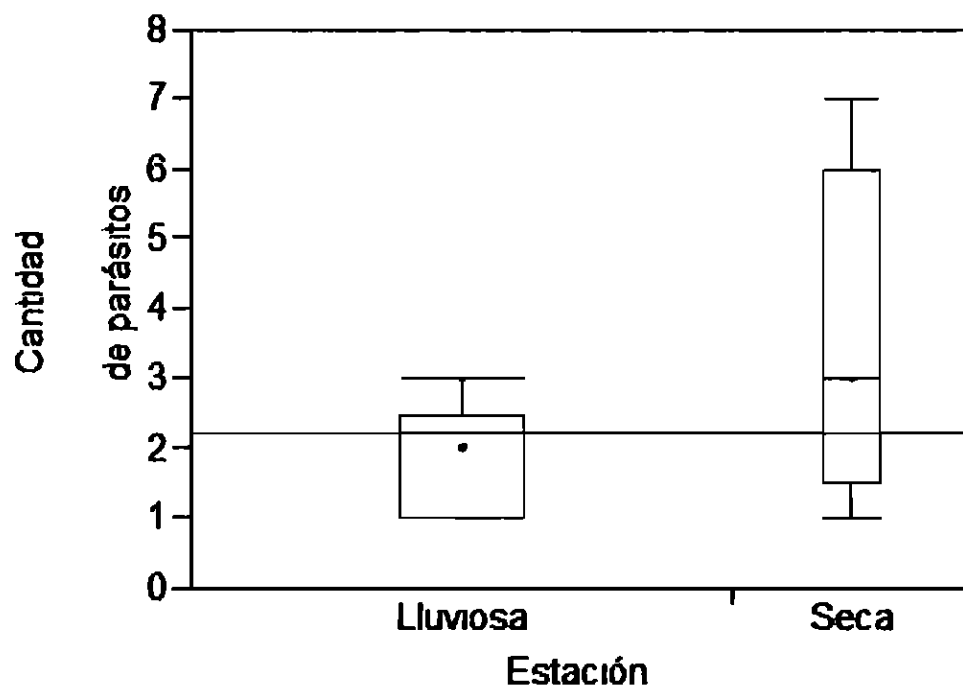


Fig. 24. Biodiversidad de los géneros de parásitos según la estación del año

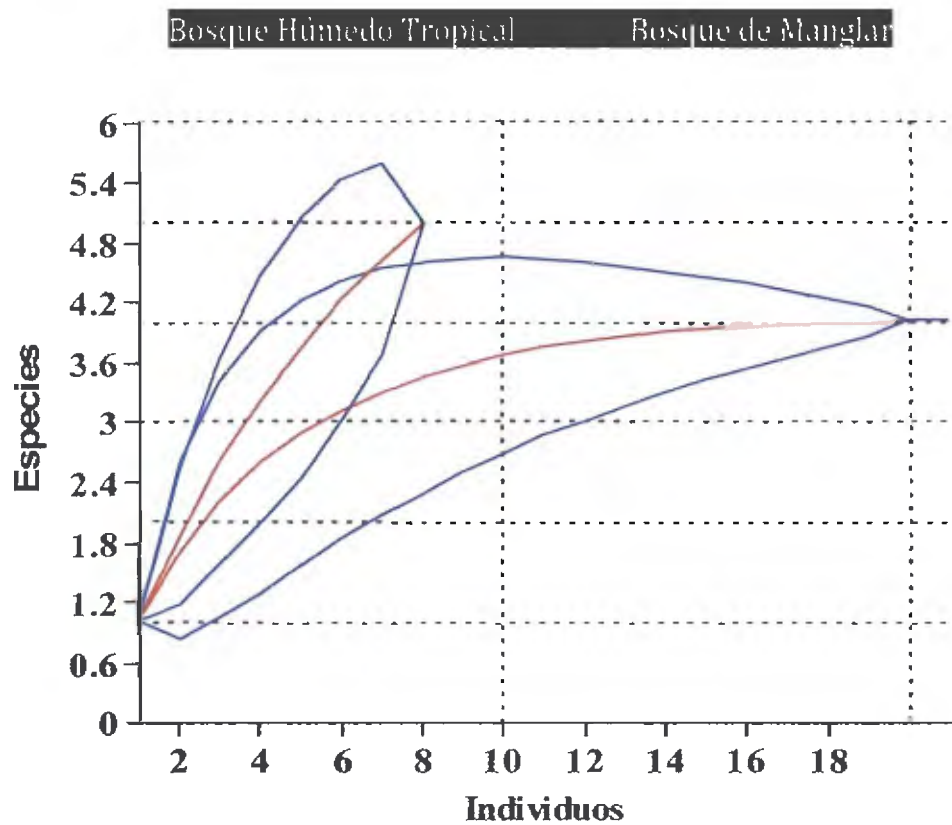


Fig. 25. Diversidad de parásitos según el tipo de bosque.

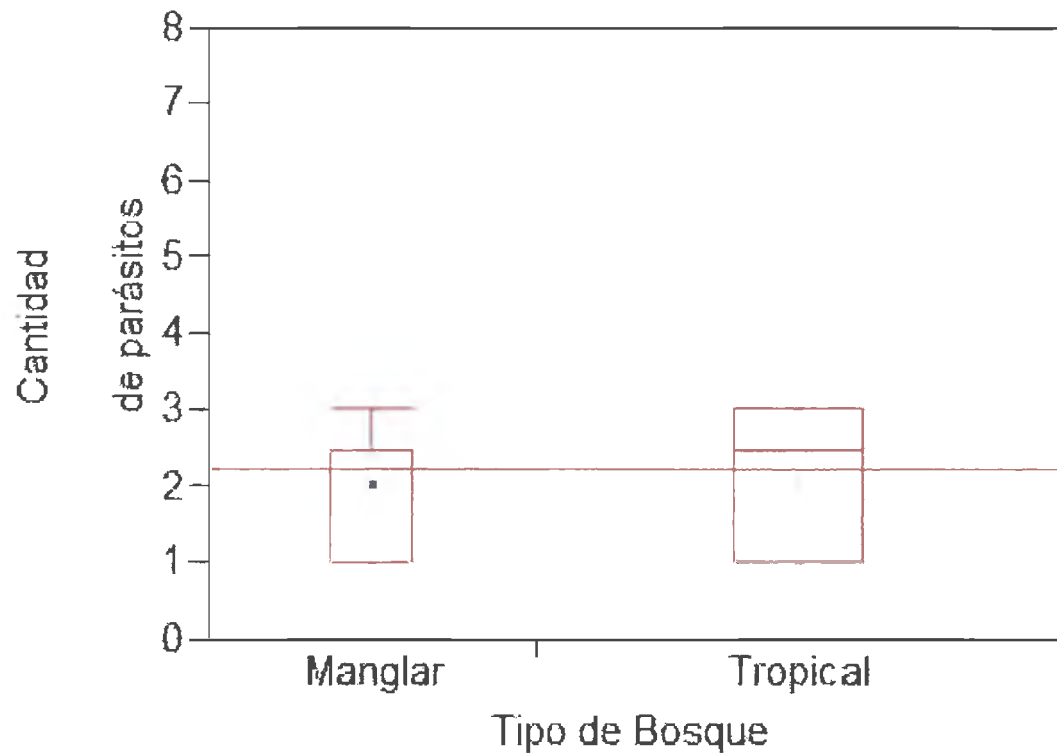


Fig. 26. Diversidad de parásitos según el tipo de bosque

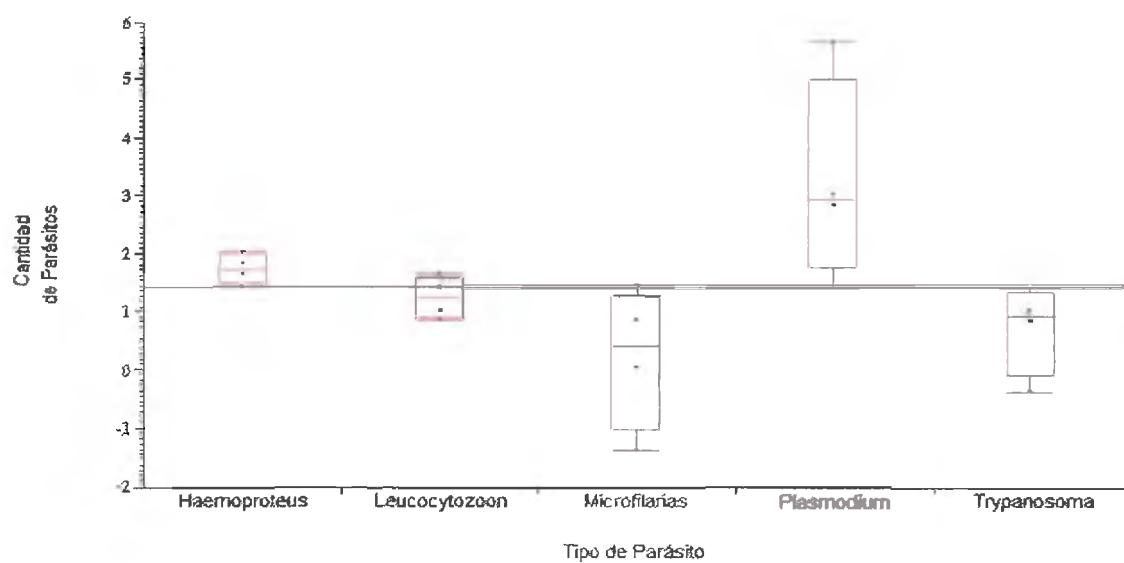


Fig. 27. Diversidad total de parásitos según el género.

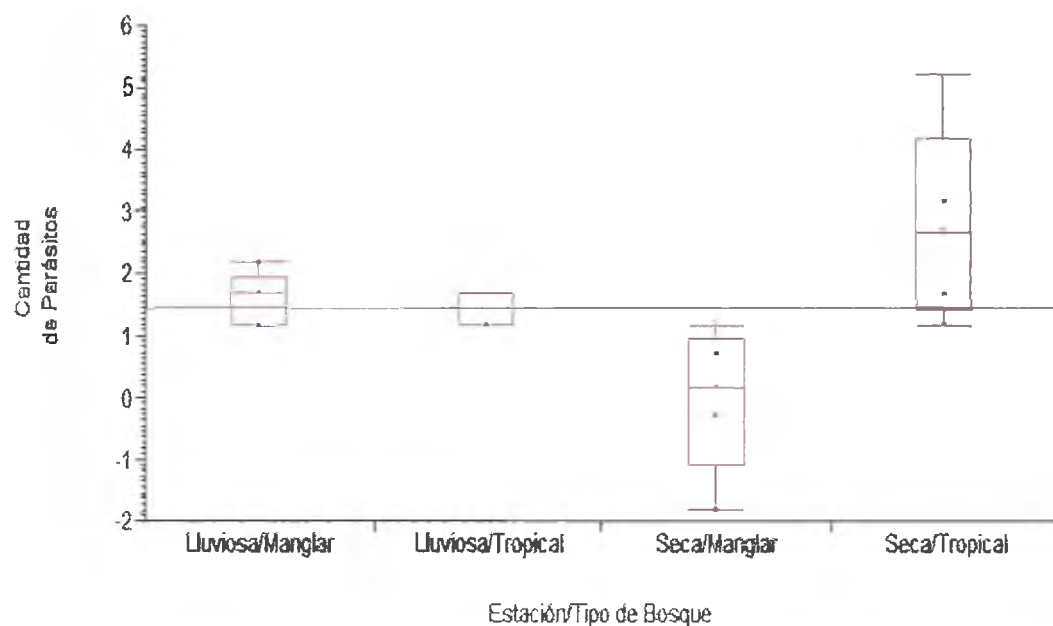


Fig. 28. Comparación de la cantidad de parásitos por estación y tipo de bosque

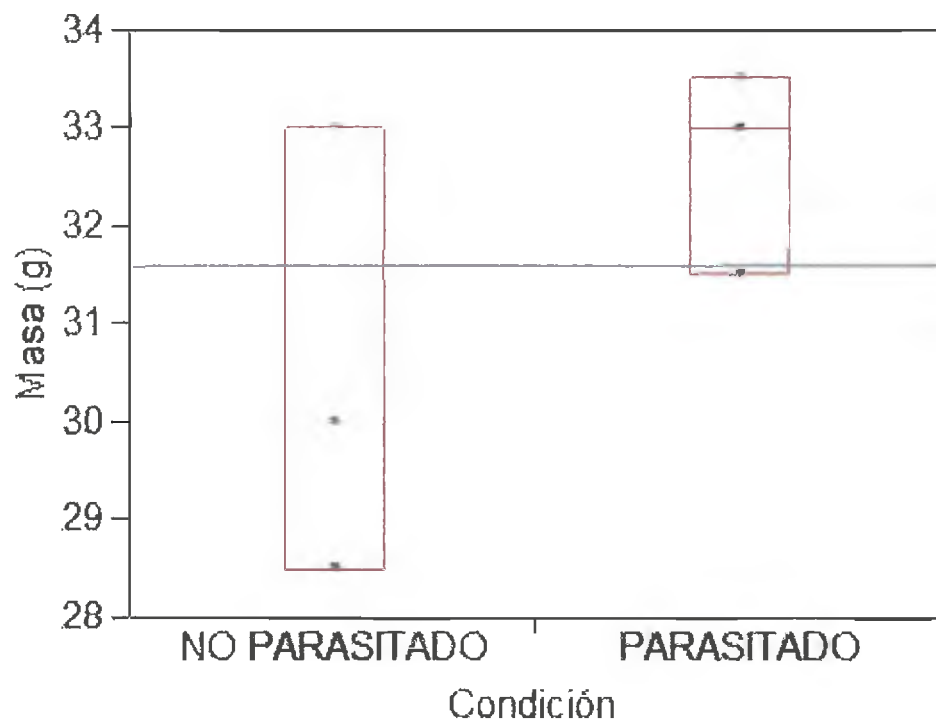


Fig. 29. Condición corporal, (peso) de *Catharus ustulatus* de la Familia Turdidae, parasitados vs no parasitados.

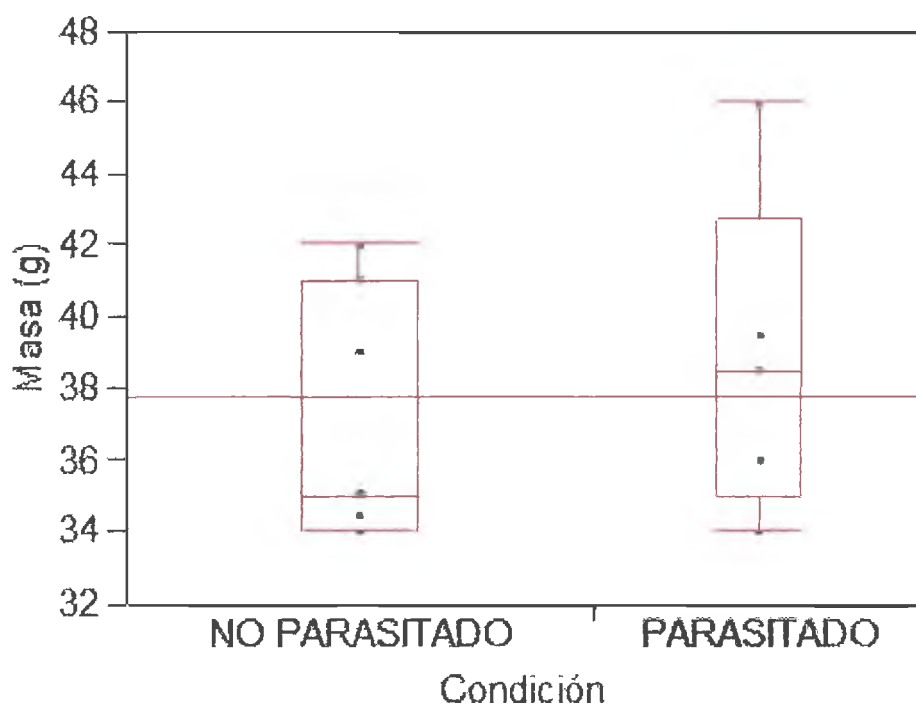


Fig. 30. Condición corporal, (peso) de *Dendrocincla fuliginosa* de la Familia Dendrocolaptidae, parasitados vs no parasitados.

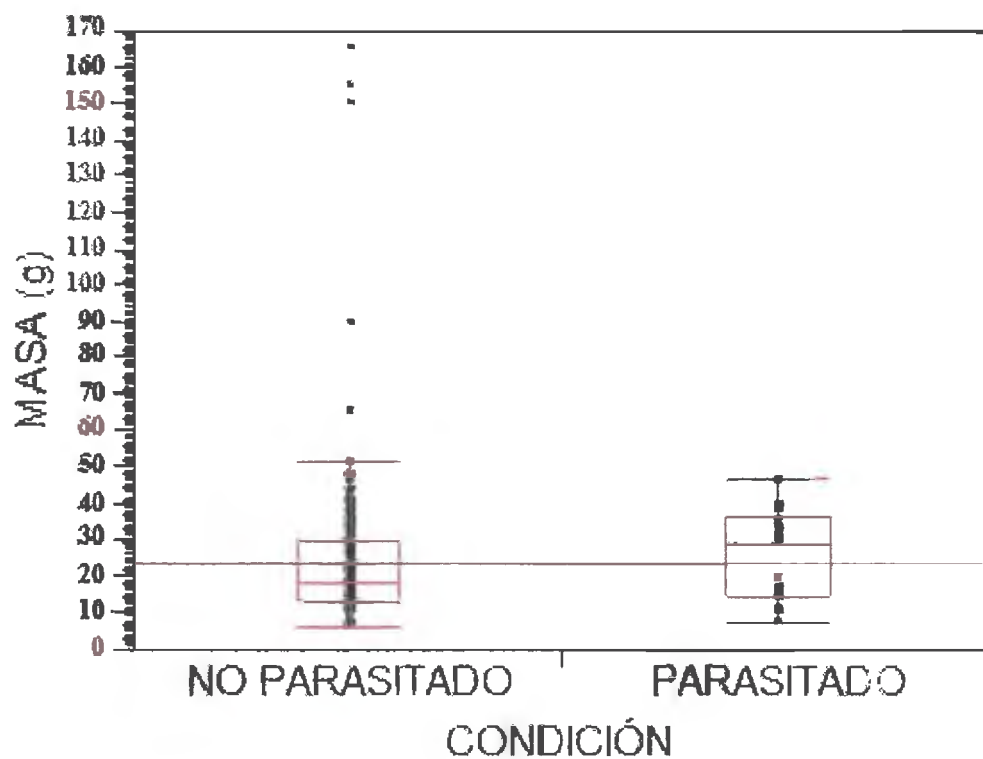


Fig. 31. Condición corporal, (peso) de las aves en general, capturadas para este estudio y que estaban parasitadas vs no parasitadas.

Detección de protozoarios parásitos en aves residentes y migratorias de los manglares y zonas boscosas de Punta Galeta – Colón, Panamá.

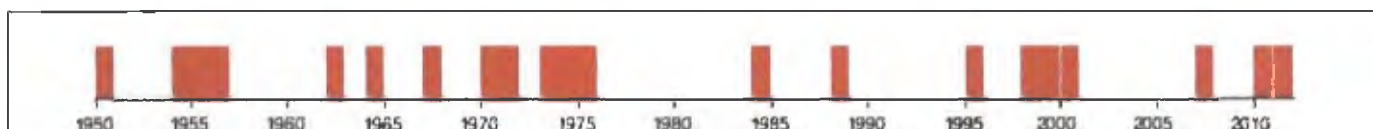


Fig. 32. Regularmente los eventos de El Niño ocurren más frecuentemente que los eventos de La Niña. Por ejemplo, durante el período 1950-1998 (49 años) y según los registros de la [NOAA](http://www.noaa.gov/), han ocurrido un total de 12 eventos del fenómeno El Niño contra sólo nueve de La Niña entre 1950 a 2012, extraído de <http://www.elnino.noaa.gov/> .